OME XIX, FASC. 3 1er DÉCEMBRE 1954

REVUE DE MYCOLOGIE

Publication paraissant 5 fois par an

publiée et dirigée par

ROGER HEIM

Membre de l'Institut (Académie des Sciences
Directeur du Muséum National

12 APR 1955

LABORATOIRE
DE CRYPTOGAMIE
U MUSEUM · NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE
12, RUE DE BUFFON, PARIS (Ve)

Périodique subventionné par le Centre National de la Recherche Scientifique

SOMMAIRE

TRAVAUX ORIGINAUX

Mme Panca HEIM. — Recherches caryologiques sur les Basidiomycètes (Pl. II à IV)..... 201

Ernest GÄUMANN. — *Uromyces sedi* n. sp..... 250

C. VAGO et Mme J. NICOT. — Contribution à l'Ecopathologie comparée des mycoses à propos d'une nouvelle affection du Lépidoptère *Bombyx Mori* L..... 255

***

SUPPLÉMENT

Georges BECKER. — Chronique de l'amateur : Lectures saisonnières 262

Dr Paul RAMAIN. — Mycogastronomie sur le terrain à l'usage des mycologues (*suite*) 265

Camille FAUVEL. — Chronique anecdotique : Variations sans fin sur un thème connu (*à suivre*)..... 276

***

TABLES DU TOME XIX..... 280

Observations sur le noyau des Basidiomycètes

Par Mme PANCA HEIM (Paris)

(Pl. II, III, IV)

■

INTRODUCTION

Malgré les recherches et les opinions de brillants mycologues, la classification des Champignons supérieurs se heurte toujours à de grosses difficultés. Nombreuses sont encore les espèces qui restent en suspens quant à la place qu'elles doivent occuper dans un groupe ou l'autre.

Diverses méthodes ont été employées dans le seul but d'apporter des faits nouveaux susceptibles d'aider à cette grande tâche qu'est la classification des Basidiomycètes.

Nous savons combien utiles ont été pour les mycologues modernes les caractères microscopiques et microchimiques dans la systématique et qu'aucune détermination, aucune diagnose n'est plus possible sans l'aide du microscope. C'est grâce aux observations microscopiques qu'ont été établies, par exemple, les affinités, la parenté intime des Bolets et de certains Agarics, des Lactario-Russulés et de nombreux Hypogés.

Les caractères microchimiques, comme la réaction des spores et des hyphes amyloïdes, l'examen des basides carminophiles, etc., ont été largement employés dans l'identification des espèces.

L'étude de la localisation des pigments a fourni des renseignements utiles aux mycologues et, dans son intéressante étude sur ce sujet, KÜHNER a décrit des pigments intracellulaires dans les vacuoles et le cytoplasme, et des pigments intercellulaires et membranaires. L'auteur a observé que le mode de répartition de la pigmentation était très divers selon les espèces.

Des caractères biologiques, comme le comportement du mycélium dans les cultures pures, ainsi que les particularités sexuelles, ont été recherchés avec l'espoir de servir à des fins systématiques.

Comme les caractères caryologiques ont été moins utilisés pour discuter les données de la systématique, nous avons pensé qu'un examen minutieux de la structure nucléaire, de la taille et du nombre de chromosomes pourrait apporter un secours, fut-il très limité, aux connaissances des mycologues.

En effet, nous inspirant des tendances des caryologistes modernes qui essaient d'établir un rapport entre la structure nucléaire des plantes supérieures et leur place dans la classification, nous avons entrepris des recherches sur le noyau dans un grand nombre de Basidiomycètes appartenant à divers groupes et familles.

Notre but était de savoir si la diversité des structures nucléaires trouvées chez les Phanérogames pouvait se découvrir également dans ce vaste groupe de végétaux. On pouvait espérer rencontrer, devant une telle variété de formes, différents types nucléaires allant du noyau à structure réticulée à celui du type euchromocentrique, en passant par une série de figures intermédiaires, et puis, comparant et groupant ces types, essayer de dégager quelques notions qui pourraient servir aux conclusions taxinomiques.

Déjà, en 1902, René Maire, précurseur de l'observation caryologique, a attiré, après Juel en 1898, l'attention des mycologues sur l'importance des caractères cytologiques et a signalé, par exemple, que la position des fuseaux transversaux ou obliques, associés aux observations morphologiques et anatomiques, s'avérait utile dans certains cas, non seulement pour la distinction des espèces, mais aussi pour déceler des affinités entre elles.

Il fallait donc contrôler si, dans la classification des Basidiomycètes, après l'observation macroscopique initiale remplacée par la recherche microscopique et microchimique, l'apport caryologique aboutissait à la même distinction que les autres caractères mentionnés plus haut.

Nous avons voulu nous rendre compte d'abord de l'aspect du noyau dans les formes primitives situées au bas de l'échelle de la classification, dans les espèces où s'ébauche à peine une différenciation des tissus, chez des Gymnocarpes où l'appareil reproducteur est peu distinct du mycélium végétatif et dans lequel des basides naissent isolément ou en groupe, sans aucun ordre.

Ensuite, nous avons examiné la structure du noyau et le nombre de chromosomes chez les Amanites et les Coprins qui sont des Hyménomycètes considérés comme les formes les plus

évoluées et ayant atteint un grand degré de différenciation. Nous avons suivi le comportement nucléaire dans les basides qui tapissent la surface des tubes chez les Bolets ou celle des pointes des Hydnées, dans les lames d'Agarics et dans les basides incluses au sein de la masse lobée et gélatineuse des Trémelles et des Auriculaires, dans les lames coriaces des *Stereum* et de certains Polypores ainsi que dans les formes charnues et coralloïdes des Clavaires.

Nous nous sommes demandée s'il existe des noyaux riches ou pauvres en chromatine, si le nombre chromosomique est réduit ou élevé dans ce groupe d'organismes végétaux vivant sur les milieux les plus divers et dont la différence de port est si variée, allant de la forme simple, fragile, hygrophane à celle coriace ou robuste, en un mot, nous voulions savoir si le polymorphisme de forme et de taille entre les genres et aussi entre les espèces d'un même genre affecte les caractères nucléaires.

Notre attention s'est souvent portée sur les espèces de transition, sur celles dont la position discutée reste encore douteuse, ou sur des formes vouées au démembrement et à une oscillation entre des genres différents.

Nous avons examiné des structures nucléaires de passage parmi les espèces Gymnocarpes et Hémiangiocarpes et recherché si ce passage se faisait progressivement ou s'il y avait des structures bien tranchées entre les grands groupes. Allions-nous déceler des caractères caryologiques constants dans les genres naturels comme *Russula, Amanita, Inocybe, Hygrophorus?* Comment pouvait se présenter le noyau dans les espèces qui se ressemblent et qu'à première vue il est permis de placer côte à côte mais que des différences, parfois infimes, suffisent à écarter, ou qu'au contraire, malgré une dissemblance marquée de port — de physionomie, comme les mycologues se plaisent à s'exprimer — des caractères de morphologie intime, des affinités réelles rapprochent étroitement.

Trouverions-nous des différences de comportement nucléaire entre le noyau des Agaricales qui sont en quelque sorte intermédiaires entre les Aphyllophorales à hyménium nu, et à croissance indéfinie, et les Gastéromycètes qui sont des Angiocarpes dont l'hyménium est protégé par un voile? Vers quel groupe vont les affinités nucléaires des Bolétacées dont la position est à cheval entre ces deux ordres, mais dont les affinités penchent plutôt vers les Agaricinées? Quelle est la différence de structure des

noyaux dans un Bolet ou un Polypore, les deux montrant des pores, et entre lesquels cependant le fossé est si profond!

Avant d'exposer les résultats obtenus, nous rappellerons brièvement quelques procédés techniques que nous avons employés et qui sont d'ailleurs les mêmes que ceux déjà signalés dans un travail précédent sur le noyau des Ascomycètes.

En effet, à part le mélange de Helly, suivi par la réaction de Feulgen, et le fixateur de Navaschine pour les colorations à l'hématoxyline ferrique et au violet de gentiane, nous avons utilisé des solutions à base d'acide osmique pour reconnaître la part des granulations lipidiques dans le matériel examiné, ainsi que le fixateur de Regaud, excellent pour la mise en évidence des précipités vacuolaires et de divers éléments du cytoplasme, mitochondries et chondriocontes.

Les formules de ces fixateurs et colorants se trouvent exposées dans les divers Précis de microscopie, notamment ceux de Langeron, de Darlington et de La Cour.

Pour nous orienter dans l'exposé de nos recherches nous avons adopté la classification systématique admise par la grande majorité des mycologues modernes qui divisent les Basidiomycètes en : *Protobasidiomycètes,* caractérisés par la présence de basides cloisonnées (Auriculariacées et Trémellacées); *Autobasidiomycètes,* caractérisés par la présence de basides entières, non cloisonnées, anormales chez les Hétérobasidiés (Calocéracées, Exobasidiacées), normales chez les *Homobasidiés.* Pour ce dernier groupe, qui renferme le plus grand nombre de champignons supérieurs, nous avons suivi la division adoptée par Brefeld, à savoir, les *Gymnocarpes,* champignons à réceptacle dépourvu de voile (Cantharellacées, Clavariacées, Cyphellacées, Corticiacées, Hydnacées, Polyporacées); *Hémiangiocarpes,* champignons à réceptacle entouré, dans le jeune âge, par un voile plus ou moins fugace (Bolétacées, Gomphidiacées, Paxillacées, Hygrophoracées, Russulacées, Agaricacées); *Angiocarpes,* chez lesquels l'hyménium tapisse l'intérieur des cavités entourées par un voile persistant (Gastéromycètes).

Les observations de la structure et des divisions nucléaires ainsi que la détermination du nombre chromosomique ont porté sur les espèces suivantes :

PROTOBASIDIOMYCETES

Auriculariacées : *Auricularia mesenterica* Fr. ex Dicks., *A. Auricula-Judae* L.

Trémellacées : *Tremella mesenterica* Fr. ex Retz; *T. foliacea* Fr. ex Pers.; *Tremellodon gelatinosum* Pers. ex Scop.; *Guepinia rufa* (Jacq.) Fr.

AUTOBASIDIOMYCETES

Hétérobasidiés.

Calocéracées : *Calocera viscosa* Fr. ex Pers.

Exobasidiacées : *Exobasidium japonicum* Shir.

Homobasidiés.

GYMNOCARPES

Cantharellacées : *Cantharellus cibarius* Fr., *C. tubaeformis* Fr. ex Bull., *C. aurantiacus* Fr.; *Craterellus cornucopioides* (Fr. ex L.) Pers.

Clavariacées : *Clavaria stricta* Fr. ex Pers., *C. fusiformis* Fr. ex Sw., *C. abietina* Fr. ex Pers., *C. vermicularis* Fr. ex Sw., *C. formosa* Pers., *C. pistilaris* Fr. ex L., *C. pallida* Maire ex Schaeff., *C. rugosa* Fr. ex Bull., *C. corniculata* Fr. ex Schaeff., *Thelephora terrestris* (Fr. ex Ehr.) Pat. *Sparassis crispa* Fr. ex Wulf., *S. laminosa* Fr.

Cyphellacées : *Cyphella villosa* (Cke. et Quél.) ex Pers.

Corticiacées : *Stereum insignitum* Quél., *S. sanguinolentum* Fr. ex Alb. et Schw., *S. hirsutum* Fr., *Radulum quercinum* Fr.

Hydnacées : *Hydnum repandum* Fr. ex L., *H. Erinaceus* Bull., *H. coralloides* Fr., *Pleurodon Auriscalpium* (Fr.) Karst., *Sarcodon abietinum* Heim; *Mycoleptodon ochraceum* (Fr. ex Pers.) Pat.

Polyporacées-Polyporées : *Polyporus frondosus* Fr., *P. borealis* Rostk., *P. giganteus* Fr. ex Pers., *P. sulfureus* (Fr. ex Bull.) Karst., *P. squamosus* (Fr. ex Huds.) Karst., *P. intybaceus* Fr.; *Spongipellis spumeus* (Fr. ex Sow.) Pat., *Leptoporus adustus* (Fr. ex Willd.) Quél., *L. tephroleucus* (Fr.) Pat., *L. albidus* (Secr. ex Sch.) Boud. et Galz, *Leucoporus brumalis* (Fr. ex Pers.) Quél., *Phaeolus fibrillosus* (Karst.) B. et G., *P. Schweinitzi* (Fr.) Pat., *Melanopus varius* (Fr. ex Pers.) Pat., *M. picipes* Fr.

Trametées : *Trametes odorata* Fr. ex Wulf.; *T. cervina* (Schw.) Bres., *T. gibbosa* (Pers.) Fr.; *T. Trogi* Berk., *Irpex pachyodon* Pers., *Coriolus versicolor* (Fr. ex L.) Quél.; *Lenzites quercina* (Fr. ex L.) Quél., *L. betulina* Fr. ex L.; *L. tricolor* Fr. ex Bull.

Fomitées : *Ungulina annosa* Pat., *U. fraxinea* Bull., *U. betulina* (Bull.) Pat., *Xanthochrous perennis* Fr. ex L., *Ganoderma applanatum* (Fr. ex Pers.) Pat., *Poria vaporaria* (Fr.) Bres., *P. mucida* Pers.

Mérulées : *Merulius tremellosus* Fr. ex Schrad., *Phlebia merismoides* Fr.

Fistulinées : *Fistulina hepatica* Fr. ex Schaeff.

HEMIANGIOCARPES

Boletacées : *Boletus bovinus* Fr. ex L., *B. chrysenteron* Fr. ex Bull., *B. erythropus* Fr., *B. badius* Fr.

Paxillacées : *Paxillus involutus* Fr. ex Batsch., *P. atromentosus* Fr. ex Batsch.

Gomphidiacées : *Gomphidius glutinosus* Fr. ex Schaeff., *G. viscidus* Fr. ex L., *G. roseus* (Fr.) Gill.

Hygrophoracées : *Hygrophorus olivaceo-albus* Fr.; *H. cossus* Fr. ex Sow., *H. hypothejus* Fr., *H. pustulatus* Fr. ex Pers., *H. niveus* Fr. ex Scop., *H. coccineus* Fr. ex Sch., *H. Reai* R. Maire; *H. psittacinus* Fr. ex Sch.

Russulacées (Astérosporées) : *Russula lepida* Fr., *R. vesca* Fr., *R. ochroleuca* Fr. ex Pers., *R. cyanoxantha* Fr. ex Sch., *R. emetica* Fr. ex Sch., *R. fragilis* Fr. ex Pers., *R. fallax* (Fr.) Cooke, *R. atropurpurea* Krombh., *R. sardonia* Fr., *R. fellea* Fr., *R. Mairei* Singer, *R. persicina* Mez.-Zv., *Lactarius torminosus* Fr. ex Sch., *L. salmonicolor* Heim et Leclair, *L. blennius* Fr., *L. chrysorrheus* Fr., *L. zonarius* Fr. ex Bull., *L. rufus* Fr. ex Scop., *L. tabidus* Fr., *L. aurantiacus* Fr., *L. quietus* Fr., *L. hepaticus* Plow., *L. mitissimus* Fr. ex Bull.

Amanitées : *Amanita citrina* Roques ex Sch., *A. junquillea* Quél., *A. phalloides* (Fr.) Quél., *A. spissa* (Fr.) Quél.

Lepiotées : *Lepiota procera* (Fr. ex Scop.) Quél., *L. clypeolaria* (Fr. ex Bull.) Quél., *L. semi-nuda* (Lasch) Gill., *L. fulvella* Rea, *L. fuliginosa* Barla; *Cystoderma amiantinum* (Fr. ex Scop.) Fayod., *C. carcharias* (Secr. ex Pers.) Fayod., *C. granulosum* (Fr. ex Batsch) Fayod.

Plutées : *Pluteus cervinus* (Fr. ex Sch.) Quél., *P. salicinus* (Fr. ex Pers.) Quél., *P. chrysophaeus* (Lasch. ex Sch.) Quél., *Volvaria gloiocephala* Fr. ex DC.

Agaricées : *Psalliota* (Agaricus) *silvicola* (Vitt.) Sacc., *P. lepiotoides* Maire, *P. xanthoderma* Genevier, *P. radicata* (Vitt.).

Coprinées : *Coprinus atramentarius* Fr. ex Bull., *C. lagopus* Fr., *C. plicatilis* Fr. ex Curtis, *C. micaceus* Bull., *Drosophila nolitangere* Lange, *Psathyrella gracilis* (Fr. ex Pers.) Quél., *P. hydrophila* (Fr. ex Bull.) Maire, *Pseudocoprinus disseminatus* (Fr.) Kühner, *Lacrymaria velutina* (Fr. ex Pers.) Pat., *Panaeolina foenisecii* (Fr. ex Pers.) Maire.

Stropharièes : *Stropharia aeruginosa* (Fr. ex Curtis) Quél., *S. inuncta* (Fr.) Quél., *S. coronilla* (Fr. ex Bull.) Quél., *Deconica atrorufa* (Fr. ex Sch.) Sacc., *Psilocybe uda* (Fr. ex Pers.) Gill., *P. semilanceata* (Fr.) Quél., *Hypholoma fasciculare* (Fr. ex Huds.) Quél., *H. sublateritium* (Fr.) Quél., *H. capnoides* (Fr.) Quél., *H. scobinaceum* Fr., *H. hydrophilum* (Fr. ex Bull.) Quél., *H. cotonea* (Q.) Kühner et Romagn.

Pholiotées : *Flammula penetrans* Fr., *F. hybrida* (Fr.) Gill., *F. sapinea* (Fr.) Quél., *F. carbonaria* Quél., *Rozites caperata* (Fr. ex Pers.) Karst., *Pholiota mutabilis* (Fr. ex Sch.) Quél., *P. destruens* (Brondeau) Gill., *P. subsquarrosa* (Fr.) Quél., *Macrocystidia cucumis* (Fr. ex Pers.) Heim, *Naucoria sideroides* (Fr.) Kühner, *Conocybe tenera* (Fr. ex Schaeff.) Fayod, *Galera hypnorum* Rick., *G. spartea* (Fr.) Quél., *G. pygmaeoaffinis* (Fr.) Maire, *G. spicula* (Lasch.) Quél., *Hebeloma fastibile* (Fr. ex Pers.) Quél., *H. sinuosum* (Fr.) Quél., *H. crustuliniforme* (Fr. ex Bull.) Quél., *H. sinapizans* (Fr.) Gill., *H. longicaudum* (Fr. ex Pers.) Quél., *H. hiemalis* Bresadola, *Cortinarius dibaphus* Fr., *C. albo-violaceus* Fr. ex Pers., *C. semisanguineus* (Fr.) Gill., *C. sanguineus* Fr. ex Wulf., *C. impennis* Fr., *C. torvus* Fr., *C. acutus* Fr., *C. erythrinus* Fr., *C. elatior* Fr., *C. violaceus* Fr. ex L., *Inocybe asterospora* Quél., *I. Bresadolae* Massee, *I. sindonia* (Fr.) Karst., *I. geophylla* (Fr. ex Sow.) Quél., *I. caesariata* (Fr.) Karst., *I. corydalina* Quél., *I. piriodora* (Fr. ex Pers.) Quél.

Entolomées : *Entoloma rhodopolium* (Fr.) Quél., *E. Bloxami* Bk. Br., *Leptonia lampropoda* (Fr.) Quél., *L. euchroa* (Fr. ex Pers.) Gill., *Nolanea hirtipes* (Fr. ex Schum.) Quél., *Claudopus variabilis* (Fr. ex Pers.) Gill.

Collybiées : *Collybia fusipes* (Fr. ex Bull.) Quél., *C. maculata* (Fr. ex Alb. et Schw.) Quél., *C. butyracea* (Fr. ex Bull.) Quél.,

C. conigena Fr., *Nyctalis asterophora* Fr., *Marasmius peronatus* Fr. ex Bolt., *M. androsaceus* Fr. ex Bull., *M. rotula* Fr. ex Bull., *Mycena viscosa* (Secr.) Maire, *M. fellea* Lange, *M. rosella* (Fr.) Quél., *M. haematopoda* (Fr. ex Pers.) Quél., *M. inclinita* (Fr.) Quél., *M. galericulata* (Fr. ex Scop.) Quél., *M. pura* (Fr. ex Pers.) Quél., *M. epipterigia* (Fr. ex Scop.) Quél., *M. flavescens* Velenovsky, *Omphalia Schwartzii* Fr., *O. fibula* Fr. ex Bull.

Tricholomées : *Tricholoma equestre* (Fr. ex L.) Quél., *T. columbetta* (Fr.) Quél., *T. pessundatum* (Fr.) Quél., *T. terreum* (Fr. ex Sch.) Quél., *T. saponaceum* (Fr.) Quél., *T. rutilans* (Fr. ex Sch.) Quél., *T. sulfureum* (Fr. ex Bull.) Quél., *T. album* (Fr. ex Sch.) Quél., *T. argyraceum* Fr. ex Bull., *Melanoleuca vulgaris* Pat., *Melanoleuca humilis* (Fr. ex Bull.) Maire, *Clitopilus prunulus* (Fr. ex Scop.) Quél., *C. mundulus* (Lasch) Gill., *Rhodopaxillus nudus* (Fr. ex Bull.) Maire, *R. sordidus* (Fr.) Maire, *Octojuga variabilis* Fayod., *Armillariella mellea* (Fr. ex Vahl) Karst., *Lepista inversa* (Fr. ex Scop.) Pat., *Clitocybe cerussata* (Fr.) Quél., *C. nebularis* (Fr. ex Batsch) Quél., *C. cyathyformis* (Fr. ex Bull.) Quél., *C. brumalis* (Fr.) Quél., *Laccaria laccata* (Fr. ex Scop.) Berk. et Br., *L. proxima* Boud., *L. amethystina* (Bolt.) R. Maire.

Pleurotées: *Pleurotus ostreatus* (Fr. ex Jacq.) Quél., *P. Eryngii* (Fr. ex DC.) Quél., *P. lignatilis* (Fr.) Gill., *P. conchatus* Quél., *P. candidissimus* Bk., Curt., *P. colombinus* Quél., *P. ulmarius* Bull., *P. pulmonarius* Fr., *Panus torulosus* Fr. ex Pers., *Panellus stipticus* (Fr. ex Bull.) Karst., *Schizophyllum commune* Fr., *Crepidotus nidulans* (Fr. ex Pers.) Pilat., *C. mollis* (Fr. ex Sch.) Quél., *Lentinus cochleatus* (Fr. ex Pers.) Karst., *L. tigrinus* Fr. ex Bull., *Acanthocystis geogenius* Pers. ex DC.

ANGIOCARPES

Phallacées : *Ithyphallus impudicus* Fr. ex L., *Mutinus caninus* Fr. ex Huds., *Clathrus cancellatus* Tourn., *Anthurus aseroeformis* (Fisch.) Mc Alp.

Lycoperdacées : *Lycoperdon echinatum* Pers., *L. piriforme* Pers. ex Schaeff., *Bovista gigantea* (Batsch. ex Pers.) Nees, *B. plumbea* Pers.

Sclerodermatacées : *Scleroderma vulgare* Fr.

La structure du noyau chez les Basidiomycètes.

Déjà, en 1893, WAGER étudiant *Amanita muscaria* et *Stropharia stercoraria* a conclu que la structure du noyau de la baside était semblable à celle observée chez les plantes supérieures.

Pour P.-A. DANGEARD, cette structure est un réseau porteur de granulations chromatiques. Pour MAIRE, le noyau de la baside de *Lactarius deliciosus* et celui des autres Basidiomycètes étudiés est constitué d'une membrane nucléaire, un nucléole et de karyosomes chromatiques (corps nucléaires autres que le nucléole) réunis par des filaments peu colorables.

Nous nous sommes demandée si cette structure réticulée est constante dans tous les Basidiomycètes ou s'il existe des différences correspondant à des types nucléaires distincts comme le cas se présente dans d'autres groupes de végétaux. La structure se retrouve-t-elle, pour la même espèce, dans les divers noyaux des cellules du thalle, en un mot, pouvons-nous admettre les conclusions de SAVILLE qui admet, dans les noyaux d'un même champignon, la présence de deux types différents de structure : le type contracté, non étalé, « *unexpanded* », qu'il trouve dans les cellules du mycélium des rouilles, et le type à structure étalée, « *expanded* », décrit dans les aecidio-, urédo- et téleutospores? Ou faut-il se ranger du côté d'OLIVE et de SANWAL qui rejettent la conception de SAVILLE et admettent que le noyau d'une hyphe végétative ou celui de la spore présente la même structure que le noyau de la baside avec la différence que ce dernier est diploïde.

Nos observations sur un très grand nombre de Basidiomycètes, appartenant à tous les groupes, ne nous autorisent pas à croire qu'il existe une grande variabilité de structures nucléaires dans les différentes cellules du même thalle comme SAVILLE l'a soutenu et à la conception duquel PINTO LOPEZ s'est rallié. Pour ce dernier, ces divers types sont en relation avec les différents degrés d'hydratation et ne sont pas spécifiques pour une espèce ou un groupe.

Par contre, nous admettons, avec ces auteurs, que la structure du noyau dans le même thalle est en rapport avec son volume comme nous l'avons déjà indiqué précédemment à propos des Ascomycètes.

••

En effet, dans les spores ou dans les cellules des couches profondes, où les noyaux ne dépassent guère 2 μ, la chromatine se présente sous forme de granules dont le nombre est inférieur ou égal à celui des chromosomes. Ces granules, intensément colorés d'un beau rouge violacé après la réaction nucléale de Feulgen, sont reliés par de fins tractus à peine visibles. Cette structure devient plus nette dans les noyaux de taille plus élevée et montre le même aspect que celui du noyau des cellules superficielles de l'hyménium, des noyaux sexuels et de celui de la baside.

Nous n'avons jamais rencontré dans ces petits noyaux la structure mentionnée par SAVILLE chez les Urédinées et par PINTO-LOPEZ dans plusieurs Agaricacées, Ustilaginées et *Uromyces*. Ces auteurs ont décrit dans ces noyaux la présence d'un seul corps colorable, entouré d'une zone hyaline plus ou moins étroite. SAVILLE croit que ce corps, composé en grande partie de chromatine, englobe le véritable nucléole. Comme SAVILLE, PINTO-LOPEZ admet que la chromatine et le nucléole sont confondus sous la forme d'un corps intensément colorable et Feulgen-positif, le reste du nucléoplasme étant dépourvu de chromatine. Selon cet auteur, cette structure correspondrait au type de noyau homogène, non étalé.

Nous n'avons rencontré cet aspect de noyau à un seul corps colorable que dans les préparations colorées à l'hématoxyline et nous pensons que ce fait est dû à l'empâtement de petits granules chromatiques qui gravitent autour du nucléole. P.-A. DANGEARD considérait les noyaux du thalle comme réduits à de simples taches.

Le noyau chez les Protobasidiomycètes.

Dans ce groupe, caractérisé par un thalle à structure simple, réduite à une couche corticale et une couche médullaire, les basides immergées dans la masse gélatineuse sont cloisonnées transversalement (Auriculariacées) ou longitudinalement (Trémellacées). Chacune des quatre cellules superposées émet un stérigmate à l'extrémité duquel se forme une spore dans laquelle le cytoplasme s'engage en entraînant le noyau.

L'étude cytologique est assez aisée dans toutes ces espèces et nous avons trouvé de nombreuses figures de mitose.

Le noyau, un peu allongé dans les basides cylindriques des

Auricularia et arrondi dans les basides globuleuses des Trémellacées, présente une membrane nucléaire, un nucléole et un réseau chromatique constitué par de courtes bandes ou *chromocentres* presque uniformément colorés et reliés par des filaments minces et bien moins colorables.

La même structure se retrouve dans les noyaux des poils qui accompagnent les basides et dans les noyaux sexuels.

Le nombre de ces chromocentres correspond en général à celui des chromosomes. Nous avons pu faire cette remarque dans le noyau de la baside de *Tremella, Tremellodon, Guepinia* et dans les noyaux-fils d'*Auricularia*. Nous avons trouvé chez les *Auricularia* $2n = 4$ et chez les Trémellacées examinées $2n = 6$ (Fig. 1, 2, 3, 4, Pl. IV; Fig. 1 et 2, Pl. II).

Dans *Auricularia mesenterica*, Juel a figuré un grand nombre de chromosomes après fixation au mélange picro-acétique de Boveri et coloration à l'hématoxyline ferrique. Kühner a compté deux chromosomes dans *Tremella gemmata* et Hagerup quatre bivalents dans *Tremellodon gelatinosum*, puis quatre chromosomes à chaque pôle.

Bodmann a étudié le développement de *Dacryopinax* (*Guepinia*) *spathularia* mais n'a pas déterminé le nombre chromosomique; il pense que celui-ci est supérieur à deux.

Whelden, examinant un certain nombre d'espèces appartenant à ce groupe de Champignons, a trouvé $n = 4$ chez *Tremella, Exidia* et *Protodontia* et $n = 3$ dans trois espèces de *Sebacina*. A la méiose, l'auteur décrit respectivement huit et six chromosomes qui se disposent en paires. Wittlake signale, dans *Sebacina calcea*, huit paires de chromosomes pendant la prophase et le même nombre à chaque pôle, à la fin de l'anaphase.

Dans *Calocera* et *Exobasidium*, qui sont des Basidiomycètes Hétérobasidiés, la structure du noyau de la baside, ainsi que celle des noyaux sexuels, présente le même caractère que dans les espèces précédentes. Le réseau est constitué de chromocentres uniformément colorés aux contours à peine modifiés et reliés par de minces filaments.

Dans *Calocera viscosa*, caractérisé par son thalle en dichotomie dont l'hyménium recouvre toute la surface et par les basides d'un aspect particulier dû au développement excessif de leurs stérigmates, P.-A. Dangeard a décrit une seule division du noyau de la baside. Par contre, Juel, dans la même espèce, et Maire dans *C. cornea* ont signalé deux divisions.

Dans *C. viscosa,* nous avons rencontré des basides à deux noyaux qui passent chacun dans une spore, à travers les larges stérigmates, sans subir de déformations. Une fois arrivés dans la spore, ils ne tardent pas à se diviser. Une cloison sépare aussitôt deux cellules.

Dans d'autres basides, nous avons rencontré deux divisions nettes et quatre noyaux-fils (Fig. 3 et 4, Pl. II).

Dans *Dacryomyces,* genre voisin, Wager, puis E.M. Gilbert, ont décrit également deux divisions à quatre chromosomes. Selon ces auteurs, deux noyaux passent dans les spores et deux dégénèrent. Nous ne croyons pas que, dans *C. viscosa,* il y ait dégénérescence des noyaux résiduels comme nous l'avons constaté pour d'autres Champignons, mais que ces quatre noyaux passent deux par deux dans chaque spore qui se cloisonne ensuite. En somme, il ne s'agit, dans le premier cas, que d'un retard, d'un déplacement de la deuxième division du noyau de la baside. Dans cette espèce, nous avons trouvé $n = 6$.

Si les Calocéracées sont considérées comme ayant des affinités avec les Protobasidiomycètes et comme des Trémelles à basides non cloisonnées, leurs voisines, les Exobasidiacées, parasites des plantes supérieures, sont caractérisées par des basides entières, typiques des Homobasidiés.

Dans *Exobasidium japonicum* $n = 4$ et le nombre de chromocentres est le même dans tous les noyaux.

Le noyau chez les Gymnocarpes ou Aphyllophorales.

Les Clavaires possèdent des basides à noyau plus gros muni d'un nucléole et d'un réseau constitué de chromocentres plus ou moins apparents à contours irréguliers et reliés par des filaments faiblement colorés. Les images de divisions nucléaires sont très nettes.

Divers auteurs ont décrit, dans ces Champignons, des basides anormales, bisporiques et à huit noyaux. D'après Bauch, deux passent dans les spores, les autres restent dans la baside. Nous avons remarqué dans *Clavaria pallida* et *C. rugosa* des basides avec six ou huit noyaux à réseau très serré, peu net et uniformément coloré.

Maire a signalé dans *C. rugosa* une différence dans l'aspect des noyaux de la baside: ceux qui vont se fusionner possèdent

un nucléole et quelques caryosomes alors que le noyau secondaire montre des filaments chromatiques plus ou moins enchevêtrés. Nous croyons qu'il s'agit là de l'aspect de chromocentres qui sont plus courts et plus colorés dans les noyaux sexuels de taille plus réduite que celle du noyau secondaire où les chromocentres peuvent s'allonger et modifier leurs contours.

Nous avons trouvé $n = 6$ dans toutes les Clavaires étudiées. Juel ne cite que trois ou quatre chromosomes dans plusieurs espèces, alors que pour Wakayama $2\ n = 4$ dans la plupart des Clavaires examinées. Ce même nombre, $2\ n = 4$, nous l'avons trouvé dans *Thelephora* qui n'est qu'une Clavaire ligneuse, et dans les *Sparassis* dont la structure nucléaire est semblable à celle des Clavaires à gros noyaux, alors que le noyau de *Thelephora*, par sa taille réduite et ses chromocentres courts et colorés, rappelle le noyau de la baside de *Calocera*.

Dans *Cyphella villosa*, le noyau, dont la taille dépasse 5 µ, est pauvre en chromatine, le réseau est constitué de chromocentres plus ou moins courts, à contours très irréguliers, faiblement colorés et reliés par des filaments minces (Fig. 9, Pl. IV).

Les chromosomes sont de petite taille et leur nombre est de $2\ n = 8$. Celui-ci a été vérifié facilement dans les plaques équatoriales et polaires de deux divisions.

Parmi les Corticiacées examinées, *Radulum* possède de petites basides avec un noyau de taille réduite, à peine 3 µ. Le réseau, porteur de petits chromocentres intensément colorés, est très serré, et $2\ n = 4$, alors que dans le genre relativement voisin, *Stereum*, $2\ n = 6$. Dans ce dernier, les noyaux, allongés dans les basides cylindriques et étroites, montrent des chromocentres plus longs. Même structure et même nombre chromosomique, $2\ n = 6$, dans *Hydnum* et *Pleurodon*. Un matériel excellent pour l'étude caryologique nous a été fourni par *Sarcodon abietinum*. Par le réseau faiblement coloré et par la petite taille des chromosomes et des noyaux embryonnaires, cette espèce nous rappelle les noyaux de la baside de *Cyphella*.

Le cytoplasme de la baside de *Sarcodon* est creusé de nombreuses vacuoles qui souvent se fusionnent en une grosse qui occupe le sommet ou le centre de la cellule de sorte que le noyau est repoussé d'un côté ou de l'autre. Parfois même, deux grosses vacuoles emprisonnent le noyau dans une mince couche de cytoplasme. Les divisions nucléaires gênées par le jeu de ces vacuoles prennent des aspects assez variés. $2\ n = 6$ (Fig. 17 à 20, Pl. 11).

Quant à *Mycoleptodon ochraceum*, par la petite taille du noyau 3 µ, par ses courts chromocentres fortement colorés et par ses quatre petits chromosomes, il se rapproche caryologiquement des *Radulum*. Le passage des noyaux à travers les stérigmates procure de belles images dans les deux champignons.

Malgré le réceptacle souvent subéreux ou coriace, l'étude du noyau peut être aisément faite (en fixant de petits fragments frais) sur l'ensemble des Polypores qui nous ont donné de très bons résultats.

Dans le groupe de Polyporacées, les structures nucléaires se ressemblent. On trouve tantôt de courts chromocentres colorés, réunis par de fins tractus, dans des noyaux dont la taille ne dépasse 3 µ ou à peine, comme dans *Polyporus intybaceus*, *Leptoporus*, *Melanopus*, *Lenzites*, certains *Ungulina*, *Ganoderma*, *Poria*, *Merulius*, *Phlebia*, et, tantôt, des chromocentres plus ou moins longs et chromatiques, dans les noyaux qui atteignent et dépassent même 4 µ : chez la plupart des *Polyporus*, *Spongipellis*, *Leucoporus*, *Phaeolus*, *Trametes*, *Irpex*, *Coriolus*, certains *Ungulina*, *Xanthochrous* et *Fistulina*. Le réseau est plus ou moins serré dans les noyaux de même taille selon le nombre chromosomique. Ainsi, par exemple, le réseau est plus large dans *Spongipellis* ou dans *Coriolus* où le nombre est respectivement de quatre ou de six chromosomes que dans les *Polyporus* où ce nombre est de huit.

On trouvera plus loin l'indication du nombre chromosomique dans toutes ces espèces.

Signalons seulement qu'à notre connaissance, presque aucune étude caryologique n'a été faite sur ce groupe. Maire a décrit dans le noyau secondaire de *Trametes suaveolens*, un nucléole et des filaments chromatiques après fixation au liquide de Hermann et coloration à la fuchsine Diamant. Le même auteur a noté quelques caryosomes et un nucléole dans les noyaux des filaments mycéliens de *Fistulina hepatica*. Dans les mitoses conjuguées, cet auteur reconnaît quatre chromosomes alors que, dans la baside, il n'en voit que deux. Dans cette espèce nous avons trouvé $2n = 4$ et ce même nombre a été signalé par Wakayama (voir diverses fig., Pl. II et IV).

Une même structure, et le même nombre chromosomique que dans les Clavaires, se retrouvent chez les Chanterelles qui sont situées par les mycologues modernes parmi les Agaricales.

Juel a signalé huit noyaux dans les basides de *Cantharellus*

cibarius et de *Craterellus*, ainsi qu'un nombre irrégulier de stérigmates, souvent six.

Nous avons remarqué quelques anomalies dans *Cantharellus tubiformis* et dans *Craterellus cornucopioides* concernant surtout le développement des stérigmates. Tantôt un stérigmate est déjà développé alors que les trois autres sont à l'état de mamelons, tantôt deux stérigmates sont développés, les noyaux-fils s'y trouvant engagés tandis que les deux autres commencent à peine à s'ébaucher (Fig. 8, Pl. II).

A côté des basides normales à quatre noyaux et quatre spores nous en avons rencontré d'autres avec six ou huit noyaux, mais, en général, ceux-ci dégénèrent, leur contenu devient diffus et leur contour irrégulier.

Nous n'avons pas rencontré ces anomalies dans *Cantharellus aurantiacus* qui est rattaché par certains auteurs aux *Clitocybe* (*C. aurantiaca*) pour ses véritables lamelles. Nous n'avons pas étudié cette dernière espèce, mais dans les autres *Clitocybe* examinés nous avons trouvé la même structure nucléaire. Par contre, le nombre de chromosomes est de huit chez ces espèces alors que, dans les Chanterelles étudiées, nous avons trouvé $2\ n = 6$.

Dans *Cantharellus minor*, WAKAYAMA trouve également $n = 6$.

Très proches des Chanterelles, et comme ces Champignons, les Hygrophores représentent un matériel de premier choix pour l'étude caryologique.

Dans les Hygrophores, dont les basides possèdent de gros noyaux (*Hygrophorus niveus, H. olivaceoalbus, H. pustulatus*, etc.), le réseau est constitué de filaments onduleux à chromocentres peu discernables. Ces derniers, plus condensés et plus colorés, figurent dans les noyaux de taille plus réduite (*H. psittacinus, H. cossus, H. Reai*, etc.).

D'après R. E. FRIES et MAIRE, dans *H. conicus*, et d'après KÜHNER dans d'autres espèces, tout le cycle se déroulerait sous l'état haploïde. Pour ces auteurs, les basides sont, dès le début, uninucléées, aucune caryogamie n'ayant lieu à leur base. Cependant, MAIRE n'a pu déterminer comment se réalise la transition entre les cellules plurinucléées de la trame et les cellules uninucléées du sub-hyménium. Dans *H. agathosmus* seulement, l'auteur reconnaît deux noyaux dans les jeunes basides, noyaux qui fusionnent en un seul. Dans ce dernier, MAIRE a décrit de fins filaments chromatiques toruleux, qu'il attribue au synapsis. Nous pensons qu'il s'agit, en réalité, des filaments onduleux qui

constituent le réseau nucléaire et montrent une très faible polarité, fait constaté souvent chez les Champignons.

Le nombre de chromosomes chez les Hygrophores est de $2n = 8$.

Dans les Bolets, le noyau de la baside contient un réseau assez large constitué de chromocentres plutôt longs et étroits, peu chromatiques et un nucléole petit par rapport à la taille du noyau qui atteint facilement 5 μ (Fig. 10, Pl. IV). De nombreuses images caryocinétiques nous ont permis de donner $2n = 8$. Ce nombre ne correspond pas à celui mentionné par LEVINE pour plusieurs Bolets où il a compté trois ou quatre chromosomes, ni avec les numérations de WAKAYAMA qui a donné pour certaines espèces $2n = 6$, et pour d'autres Bolets $2n = 4$.

Les *Paxillus*, qui forment le passage entre les Agaricacées et certains Bolets, ont des noyaux plus réduits et leur structure, réseau à larges mailles porteur de chromocentres plus courts et à contour irrégulier, se retrouve dans le noyau secondaire, les noyaux sexuels et les noyaux-fils. Dans les filaments mycéliens, les noyaux contiennent quatre granules reliés par de fines anastomoses. $2n = 4$. Chez les noyaux des hyphes de *P. involutus*, MAIRE décrit un nucléole basophile et des caryosomes très chromatiques se colorant en violet par le diamant fuchsin-méthyl-violet-orange.

Si, par certains caractères morphologiques et histologiques, les *Paxillus* semblent se rapprocher des *Gomphidius*, au point de vue caryologique, structure nucléaire et nombre chromosomique, ils en sont assez séparés.

En effet, dans *Gomphidius roseus*, les chromocentres sont presque entièrement déchromatinisés au profit du réseau formé de filaments fins qui s'entrecroisent. Cette structure, qui rappelle celle des noyaux des Hygrophores, se retrouve à peu près la même dans les noyaux sexuels, ceux des spores et des cystides qui sont de grande taille (Fig. 7, Pl. IV).

De nombreuses figures caryocinétiques montrent six gros ou douze petits chromosomes dispersés irrégulièrement dans la substance fusoriale. Comme dans *Sarcodon*, la baside de *Gomphidius roseus* contient une ou deux grosses vacuoles qui imposent au noyau et à ses divisions des positions variées (Fig. 39, 40, Pl. II).

Dans les Russulacées, *Lactarius* et *Russula*, nous avons trouvé, parmi les espèces du même genre, des aspects variés dans la

constitution du réseau. Ainsi, dans *Russula fragilis, R. Mairei, R. fellea,* etc., et dans *Lactarius torminosus, L. tabidus, L. rufus,* etc., les chromocentres courts et colorés sont reliés par des filaments fins en un large réseau. Dans *R. lepida, R. atropurpurea, R. fallax, R. cyanoxantha,* etc., et dans *L. aurantiacus, L. hepaticus, L. salmonicolor,* etc., le réseau, constitué de filaments onduleux, presque spiralés, rappelle le noyau de la baside de certains Hygrophores ou celui de *Gomphidius roseus.*

Entre ces deux aspects de noyaux se trouve la forme intermédiaire, chromocentres plus ou moins courts et colorés, à contours irréguliers reliés par des filaments fins. Cet aspect du noyau, qui est le plus fréquent chez les Basidiomycètes, se trouve chez les Russulacées, dans *R. vesca, R. ochroleuca, R. sardonia,* etc., et dans *L. quietus, L. mitissimus,* etc., en un mot dans les noyaux dont la taille oscille entre 4 μ et 5 μ, taille la plus répandue dans les Champignons à basides (voir Fig. 44 à 47, Pl. II, I à 9, Pl. III, et 5, 11, 25, 26, 32, 33 et 36, Pl. IV).

Dans les *sphérocystes,* qui sont des cellules arrondies disposées en rosettes, dans les hyphes mycéliennes et dans les cystides, le noyau est constitué d'un réseau fin, porteur de petits chromocentres granuleux au nombre de cinq ou six. Le nucléole est souvent visible après passage des coupes dans le vert-lumière (Fig. 1, Pl. III).

Dans les jeunes sphérocystes de *L. deliciosus,* Maire a observé, après fixation au picroformol et coloration à l'hématoxyline, que les deux noyaux se fragmentent amitotiquement en un grand nombre de masses chromatiques disposées en chaînettes ou groupées et réunies par des filaments. Istvanffi, en 1896, a considéré ces granules comme étant les noyaux des laticifères.

Dans les grosses cellules de *L. rufus,* nous avons remarqué de quatre à huit noyaux parfaitement constitués avec nucléole, granules chromatiques et fines anastomoses.

Les préparations traitées selon la technique de Navaschine-violet de gentiane, nous ont fourni de très belles images nucléaires. Les fuseaux portent six ou douze petits chromosomes faciles à dénombrer. Le même nombre chromosomique a été trouvé par Wakayama dans plusieurs *Lactarius,* notamment dans *L. vellereus,* alors que M^lle^ Salmon ne trouve que 2 $n = 4$ dans la même espèce.

Par contre, dans plusieurs Russules, l'auteur japonais n'a trouvé que 2 $n = 4$.

•••

Le noyau chez les Agaricacées.

Dans ce groupe de Champignons, dont la plupart sont considérés comme des Basidiomycètes très élevés en organisation, nous notons les mêmes structures nucléaires que celles décrites jusqu'ici.

On peut trouver, dans le même genre, des espèces dont les noyaux possèdent un réseau presque entièrement filamenteux et, dans d'autres, des chromocentres plus ou moins courts, très ou faiblement colorés. Ainsi, parmi les Amanites, *Amanita muscaria, A. citrina, A. rubescens* (Fig. 14, Pl. IV), les chromocentres sont très alvéolisés de sorte que le réseau semble formé de filaments spiralés alors que des régions plus condensées persistent dans les noyaux de *A. phalloides, A. spissa.*

Chez ces Champignons, nous avons trouvé 2 $n = 6$; Maire cite deux chromosomes dans *A. pantherina*, Ritchie signale $n = 4$ dans *A. caesarea*, Wager en a compté six à huit dans *A. muscaria* et huit dans *A. vaginata.*

Même structure nucléaire, chromocentres et filaments fins, chez les Lépiotes. Les *Cystoderma* qui étaient classés auparavant dans les *Tricholoma* montrent des affinités plus nettes avec les *Lepiota.* Au point de vue caryologique, il n'existe aucune différence de structure entre ces deux genres voisins, sauf que les noyaux sont plus petits dans *Cystoderma* que dans *Lepiota.* Les deux possèdent 2 $n = 8$. Greis cite $n = 6$ dans *Lepiota acutaesquamosa* et Hagerup $n = 4$ dans *L. lenticularis*, ou *Limacella* d'après la nomenclature moderne, et qui appartient à un genre voisin à la fois des *Amanita* et des *Lepiota.*

Signalons que les images de divisions sont très belles dans *Cystoderma granulosa* et dans *Lepiota clypeolaria.*

Dans *Pluteus*, mêmes structure et nombre chromosomique que dans les *Lepiota.* Par contre, dans le genre très voisin, *Volvaria gloiocephala*, les noyaux de petite taille possèdent des chromocentres très colorés et 2 $n = 6$. Nous avons remarqué dans cette espèce de très curieux aspects d'aplatissement des noyaux au moment de la sporulation ainsi que leur disposition fréquente en file.

Dans les *Psalliota*, les chromocentres se montrent à contours irréguliers. Le nombre de chromosomes est 2 $n = 8$. Miss Colson a compté dans *Psalliota campestris*, espèce bisporique, 18 chro-

mosomes à la diacinèse et à la plaque équatoriale de la première division, mais, à chaque pôle l'auteur ne trouve plus que quatre masses chromatiques au lieu de 9, et ceci pour la seule raison, d'après elle, que ces éléments seraient très rapprochés. Dans la même espèce, *A.* Sarazin et Sass ont trouvé $n = 4$.

Les Coprins montrent également 8 petits chromosomes dans les mitoses, beaucoup plus rares que dans les espèces précédentes. Nous pensons que ce fait est dû à la rapidité de sporulation de ces Champignons car, même dans les très jeunes exemplaires, les basides portent déjà des spores.

Sass a signalé dans *Coprinus* forme *bisporus* huit à dix chromosomes. Vokes dans *C. atramentarius*, Wakayama dans *C. micaceus* et Chow dans plusieurs espèces de Coprins trouvent $2n = 4$.

La structure du noyau, réseau porteur de chromocentres, est très fréquent parmi les Coprinés. Dans *Pseudocoprinus disseminatus*, genre créé par Kühner en 1930, après avoir été placé par Quélet chez les Coprins, puis par Fries parmi les *Psathyrella*, le gros noyau de la baside rappelle la structure nucléaire de *Gomphidius roseus* par son réseau presque filamenteux et à chromocentres à peine discernables. Nous avons compté $2n = 8$. Wakayama trouve $n = 4$. Le même nombre de 8 chromosomes a été trouvé dans *Drosophila*, *Psathyrella* alors que dans *Panaeolina* et *Lacrymaria* $2n = 6$. On rencontre la même structure nucléaire dans les Strophariées que dans les Coprins : $2n = 6$. Ce même nombre a été trouvé par Wakayama dans un genre voisin, *Hypholoma appendiculatum* où Maire n'a compté que deux chromosomes. De même, dans *H. fasciculare*, Wakayama signale $2n = 2$.

Parmi les Pholiotés, *Pholiota*, *Rozites*, *Naucoria* et *Flammula* possèdent $2n = 8$. Wakayama a trouvé dans un *Pholiota* sp. $2n = 4$. Maire ne cite que deux chromosomes dans *P. lucifera*.

D'après certains mycologues, *Flammula penetrans* est très voisine de *F. sapinea sensu* Quél., et cette dernière ne ferait avec *F. hybrida* qu'une seule espèce. En tout cas, au point de vue caryologique les différences entre ces deux espèces sont inexistantes. Par contre, dans *F. carbonaria*, où le noyau de la baside est de taille plus réduite, les chromosomes sont très petits, le réseau très serré porte des chromocentres courts et très colorés, alors que dans les autres espèces, les chromocentres sont allongés et à contours irréguliers. Cette dernière structure se

retrouve également dans *Galera*, *Conocybe* et *Naucoria sideroides*. Certains auteurs font de ces trois genres une tribu à part. Dans le genre *Naucoria*, appelé à être démembré, nous avons compté $2n = 8$ alors que dans *Conocybe* et *Galera* $2n = 6$.

Mêmes structures nucléaires et nombre chromosomique que dans *Galera* se rencontrent dans *Macrocystidia*, genre créé par R. Heim. C'est un Champignon aberrant, à cystides énormes, difficile à classer, sa position taxinomique étant encore discutée.

Les Cortinaires nous ont fourni les plus belles et démonstratives préparations. Ayant à notre disposition un matériel abondant nous avons fixé un certain nombre d'exemplaires dans diverses solutions et employé à titre comparatif plusieurs colorations.

Tous les aspects de structure nucléaire décrits jusqu'ici se retrouvent dans ce grand groupe. Aussi bien dans *Cortinarius* que dans *Hebeloma* et *Inocybe*, les noyaux de la baside, ne dépassant pas 4 μ, possèdent des chromocentres colorés assez courts et reliés par quelques fins filaments : *Cortinarius dibaphus*, *Hebeloma sinapizans* et *H. hiemale*, *Inocybe piriodora*, *I. corydalina*, etc. Les chromocentres s'allongent et deviennent moins colorables, le réseau est plus important dans *C. erythrinus*, *H. fastibile*, *H. longicaudum*, *H. crustuliniformis*, *I. sindonia*, *I. caesariata*, *I. asterospora*, etc. Les chromocentres perdent de leur importance, le réseau devient plus net dans *C. elatior*, *C. violaceus*, *C. torvus*, *C. sanguineus*, etc., *H. sinuosum*, *I. geophylla*, *I. Bresadolae*, etc. (Fig. 17, Pl. IV).

Dans ces trois genres, $2n = 8$. Wakayama a décrit dans *Cortinarius cinnamomeus* un réseau nucléaire avec des caryosomes qui représentent l'accumulation de la chromatine en certains endroits. Pour cet auteur, $2n = 4$, aussi bien dans cette espèce que dans *Inocybe rimosa* (?).

Les Entolomées constituent une tribu naturelle et homogène bien caractérisée — les Rhodogoniosporales de R. Heim, formées surtout du genre *Rhodophyllus*. Nous avons cherché si aux caractères anatomiques et sporaux semblables entre les diverses espèces correspondaient des caractères nucléaires identiques et avons trouvé que le même réseau constitué de chromocentres peu colorables et à contours irréguliers se retrouve dans toutes les espèces examinées. Le nombre chromosomique $2n = 8$ a été trouvé dans *Entoloma*, *Leptonia*, *Claudopus*, sauf dans *Nolanea hirtipes* où $2n = 6$.

Les Collybiées renferment des espèces dont beaucoup encore mal connues, en tout cas difficiles à déterminer. Nous trouvons les mêmes aspects nucléaires, des chromocentres plus ou moins colorés et courts dans *Collybia coniyena*, *C. maculata*, *Marasmius peronatus*, *M. rotula*, *Omphalia fibula*, *Nyctalis asterophora* (le genre *Nyctalis* est généralement rapproché des Hygrophores); dans d'autres, les chromocentres modifiés et allongés forment un réseau net comme dans les *Mycena*, *Collybia fusipes*, *C. butyracea*, *Marasmius androsaceus*, *Omphalia Schwartzii* et les *Mucidula*.

Le nombre chromosomique varie, selon ces espèces, entre 4, 6 et 8. Ce nombre ne correspond pas toujours à celui trouvé par d'autres auteurs. Ainsi, dans *Mycena haematopus*, Wakayama trouve 2 $n = 6$, et chez *M. galericulata* 2 $n = 4$. Ce même nombre a été trouvé, dans la même espèce, par Wager, alors que Maire n'y voit que deux chromosomes.

Dans *M. pura* et *M. galericulata*, nous avons rencontré des basides à huit noyaux qui ont une taille bien plus réduite que celle des quatre noyaux-fils des basides normales.

Ces noyaux présentent, dans les préparations traitées par la méthode de Feulgen, un réticulum très fin et des granules colorés disposés sur le pourtour de la membrane nucléaire. Le fond du noyau est coloré en rose. Les noyaux dégénèrent, les basides qui les contiennent ne forment pas, en général, de stérigmates. Rarement, nous avons vu des basides montrant quelques ébauches de stérigmates et possédant huit noyaux, groupés au milieu de la cellule. Dans les formes où une partie des noyaux passe dans les spores, les autres dégénèrent d'après Bauch.

Selon Smith et Kühner, ces noyaux résiduels sont dépourvus de réticulum chromatique et de nucléole et se présentent comme une masse sphérique, homogène, uniformément colorée.

Dans *Mucidula*, le noyau de grande dimension, 7 μ, renferme un réseau filamenteux net. Par sa structure et ses petits chromosomes, ce noyau se rapproche de celui des *Cyphella* et des *Sarcodon* (Fig. 30, 31, 32, Pl. II).

Dans *Nyctalis asterophora*, saprophyte de *Russula nigricans* et de certains Lactaires, le chapeau est rendu pulvérulent par la formation de grosses conidies, les chlamydospores étoilées, étudiées par P.-A. Dangeard et Maire.

Ces auteurs ont décrit deux noyaux dans chaque spore, chaque noyau possédant un nucléole assez gros et des caryosomes ou granules chromatiques.

Nous avons distingué dans ces noyaux quatre granules disposés d'un côté du noyau au voisinage du nucléole et un réseau très fin. Le nombre de granules correspond à celui des chromosomes.

Chez les Tricholomes, le nombre chromosomique varie de six à huit et toutes les images caryocinétiques s'y montrent d'une grande netteté. Nous sommes très étonnée que Wakayama n'ait trouvé que 2 $n = 2$ dans *Tricholoma rutilans* et $n = 4$ dans *T. melaleucum* où l'auteur signale une disposition irrégulière de ces éléments. Il est vrai que *T. rutilans* est très proche des Pleurotes et que cette seconde espèce appartient aux *Melanoleuca*, genre retiré des Tricholomes vrais.

Toutes les espèces de *Tricholoma* que nous avons examinées sont à huit chromosomes et ce nombre est facile à déterminer (Fig. 29, Pl. IV).

Même structure nucléaire à chromocentres courts et colorés disposés en un réseau assez serré dans *Lepista inversa, Laccaria;* des chromocentres plus longs, moins colorables et un réseau plus large dans *Armillariella, Rhodopaxillus, Clitocybe,* tandis que des éléments alvéolisés, irréguliers dessinent un réseau net, presque filamenteux dans la plupart des *Tricholoma, Melanoleuca,* et dans *Clitopilus prunulus* (Fig. 15 et 16, Pl. IV).

Ruhland a décrit dans les hyphes mycéliennes d'*Armillariella mellea,* des noyaux appariés en forme de virgule (Kometenkerne). Nous avons souvent rencontré ces noyaux dont l'aspect est dû uniquement à la disposition polarisée de la chromatine. Dans cette espèce, Kniep a compté $n = 4$.

Les Pleurotes renferment des formes dont le développement est souvent mal connu et dont les espèces ont surtout en commun leur croissance sur le bois, sans autres affinités réelles.

Dans *Pleurotus conchatus, P. ostreatus, P. ulmarius,* le noyau de la baside de grande taille, presque 6 µ, possède un réseau constitué de chromocentres alvéolisés, assez faiblement colorés.

Ces éléments sont plus courts et plus denses dans *P. lignatilis, P. pulmonarius, P. colombinus, P. Eryngii,* et réduits à des granules plus ou moins gros dans *P. candidissimus* où la taille du noyau ne dépasse pas 3 µ. Dans tous les *Pleurotus,* 2 $n = 6$. Dans *P. ostreatus,* Wakayama a compté 2 $n = 4$. Le genre *Panus* est considéré comme réalisant le passage entre *Pleurotus* et les *Lentinus.*

Dans *Panus torulosus, Panellus stipticus* et *Schizophyllum*

commune (cette dernière espèce rattachée par R. Heim aux Polyporées), la structure du noyau secondaire est la même que dans *Pleurotus candidissimus*. La taille du noyau est réduite et le nombre chromosomique 2 $n = 6$ dans *Panus*, et 2 $n = 4$ dans *Schizophyllum* et *Panellus*.

Dans *S. commune*, d'après Kniep, la baside serait uninucléée dès l'origine et un seul noyau figurerait dans chaque article mycélien. Ehrlich et Mc Donough ont décrit deux noyaux de fusion avec un petit nucléole et un contenu nucléaire finement granuleux. D'après ces auteurs, 2 $n = 6$.

Aussi bien dans les jeunes basides que dans les articles mycéliens, nous avons trouvé deux petits noyaux à réseau fin très serré et porteur de quatre petits granules.

De très jolies images nucléaires nous ont été fournies par *Acanthocystis geogenius* qui présente la même structure et le même nombre chromosomique que l'espèce précédente.

Les *Lentinus* ont 2 $n = 6$. Le noyau secondaire, de taille plus élevée dans *L. cochleatus* que dans *L. tigrinus*, possède, dans les deux espèces, des chromocentres plus ou moins courts et colorables.

Ces derniers sont beaucoup plus allongés et déchromatinisés dans *Crepidotus*, le réseau plus large dans *C. mollis*, où le noyau est sphérique, alors que dans *C. nidulans*, dont la position est très particulière et fort discutée, il est allongé dans la baside plus étroite. Les chromocentres sont plus condensés et plus colorés, 2 $n = 8$.

Le noyau chez les Angiocarpes (Gastéromycètes).

Dans ces Champignons, le carpophore entouré d'un voile est souvent creusé de logettes closes tapissées par l'hyménium.

Vue la petite taille des noyaux, les études cytologiques de ces végétaux sont très rares.

Maire a examiné plusieurs espèces de Gastéromycètes et a décrit, dans le péridium du *Scleroderma vulgare*, de petits noyaux avec membrane et quelques caryosomes irréguliers. Même structure dans le noyau de la baside. Il a trouvé dans les espèces étudiées (*Lycoperdon*, *Geaster*, *Nidularia*) deux chromosomes. Wakayama a étudié la méiose dans *Lycoperdon gemmatum* et *Geastrum hygrometricum*, et a trouvé $n = 4$. L'auteur

signale une disposition irrégulière des gemini et une troisième division qui a lieu dans la spore avant qu'elle ne se sépare de la baside. Dans *Sphaerobolus tubulosus*, LORENZ trouve cette troisième division dans la baside; quatre noyaux passent dans les spores, les autres dégénèrent. LANDER trouve deux chromosomes dans *Scleroderma lycoperdoides* et quatre dans *Pisolithus tinctorius*. Ce même nombre a été compté par GREIS dans *Tulostoma mammosum*, tandis que BRANDZA et SOLACOLU ont donné le chiffre de deux pour *Calvatia candida*.

D'après nos observations, les noyaux des cellules du péridium, des hyphes basidiogènes et des spores sont constitués d'une membrane nucléaire et de quatre petits granules dans *Anthurus*, *Clathrus*, *Mutinus* et *Ithyphallus* où $2\ n = 4$; cinq ou six granules dans *Lycoperdon*, *Bovista* et *Scleroderma* où $2\ n = 6$.

Dans les préparations Meves-hématoxyline, un petit nucléole est souvent visible alors qu'après la méthode Feulgen-vert-lumière, nous n'avons pas obtenu la coloration de ce petit élément. Par contre, les granules fortement colorés en rose violacé sont reliés par de fins filaments. Granules et filaments sont disposés d'un côté du noyau, de sorte que cette chromatine polarisée confère aux noyaux l'aspect de petits croissants ou, selon l'expression de MAIRE, de noyaux-comètes. Cet auteur reconnaît d'ailleurs qu'il s'agit des caryosomes groupés en une sorte de queue faisant suite au nucléole.

Dans le noyau de la baside, ces chromocentres condensés figurent sur un réseau fin et assez serré.

Malgré le nombre restreint de divisions nucléaires, les plaques métaphasiques et polaires très nettes nous ont facilité le dénombrement chromosomique non seulement dans la baside, mais aussi dans les spores où ces éléments se détachent nettement dans la zone hyaline de la substance fusoriale (Fig. 45 à 52, Pl. IV).

Divisions nucléaires, centrosomes, fuseaux et nucléole dans les Basidiomycètes.

La division du noyau secondaire de la baside se déroule, comme WAKAYAMA l'a précisé, selon les processus habituels d'une méiose.

Les observations que nous allons décrire s'appliquent à toutes

les espèces que nous avons étudiées et dont la liste a été donnée précédemment. Elles ont été comparées à celles publiées antérieurement par les divers auteurs qui se sont occupés de la caryologie des Basidiomycètes. Après la fusion de deux noyaux sexuels, fusion qui a lieu de très bonne heure, ce qui explique que les basides soient presque toujours uninucléées, le noyau diploïde gagne, en général, le sommet de la baside.

Maire a attribué cette migration à la propriété d'attraction chimio-tactique que possède un globule de cytoplasme apical condensé et entouré d'une auréole, globule archoplasmique ou « Nebenkern » découvert par Wager en 1894. D'après ce dernier auteur, chaque noyau sexuel serait accompagné d'un globule archoplasmique qui fusionnerait avec son partenaire, en même temps que les noyaux, pour donner, par la suite, le fuseau et les centrosomes. Pour Maire, ce « Nebenkern », en général très difficilement visible, attire le noyau vers le sommet de la baside. Sous l'influence de cette attraction, le noyau prend l'aspect d'une larme batavique à pointe tournée vers le corps attractif. Arrivé au sommet, le noyau prend la place du « Nebenkern » qui se transforme en fuseau portant un centrosome à chaque pôle.

Disons de suite qu'à la lumière des connaissances caryologiques modernes, cette description ne correspond à aucune réalité et que la Fig. 4, Pl. IV de son Mémoire, qui semble exprimer, selon Maire, l'image instructive de cette attirance qui provoque la déformation du noyau, est due simplement à la présence d'une vacuole qui repousse ce dernier, comme le cas se présente dans de nombreuses espèces. Nous n'avons rencontré au cours de nos observations aucune formation cytoplasmique qui puisse nous rappeler ce globule attractif. Par contre, nous avons souvent remarqué un ou plusieurs globules situés au sommet de la baside, mais ces éléments, complètement étrangers au noyau, ne correspondent qu'à des substances en rapport avec l'élaboration de matières de réserve, produits lipidiques ou précipitations vacuolaires de diverses tailles.

D'ailleurs Maire avait attribué à des matières de réserve le ou les globules de substance homogène entourés d'une auréole claire présents dans la baside de *Mycena galericulata*, de *Boletus regius* ou de *Craterellus cornucopioides*, formations qui rappelaient, selon cet auteur, les pseudocentrosomes ou coenosphères décrits par P.-A. Dangeard dans *Polyporus versicolor*, ou, aux élaioplastes des *Vanilla*. Ritchie a décrit dans la basides d'*Amanita*

****

des inclusions qui ressemblent au « Nebenkern » signalé par SASS chez les Coprins.

Nous avons rencontré des globules oléagineux dans la baside et le mycélium d'un certain nombre de Bolets, dans *Polyporus giganteus* (Fig. 22, Pl. II), où l'on trouve presque constamment, à part la vacuole qui repousse le noyau vers le centre ou au sommet, un globule lipidique, tantôt accolé au noyau, tantôt séparé de celui-ci par la vacuole. Ce globule se colore en noir par l'hématoxyline, après fixation au Benda-Meves ou Flemming. *Amanita phalloides, Guepinia rufa, Tremellodon gelatinosum,* etc., contiennent également des globules réfringents et non seulement dans la baside mais aussi dans quelques cellules du mycélium.

Le noyau de la baside, qui occupe le sommet ou le centre de la cellule, se divise à un moment donné pour fournir les noyaux des spores.

Les divers stades de la prophase méiotique doivent être peu marqués et se dérouler d'une façon rapide si l'on en juge par les rares images rencontrées entre le noyau quiescent et la fin de la prophase où les gemini sont déjà constitués.

Aucune figure ne montre d'une façon satisfaisante la disposition de partenaires qui doivent s'associer pendant le cycle méiotique dont l'ordre chronologique des stades est si distinct dans d'autres végétaux.

Des filaments doubles ont été vus par KNIEP dans *Armillaria mellea* et dans *Nidularia piriformis* par BAUCH. FRIES, dans *Nidularia,* et LEVINE dans plusieurs Bolets ont décrit une condensation progressive des anses spirématiques dédoublées pour aboutir aux chromosomes définitifs. WAKAYAMA signale dans diverses espèces, des chromosomes accouplés, considérablement tordus l'un contre l'autre. Nous nous demandons si cet auteur n'a pas confondu ces aspects avec les filaments spiralés du réseau chromatique, éléments grossièrement accentués après l'emploi du fixateur Allen-Bouin et même du Flemming et coloration à l'hématoxyline, adoptés par l'auteur japonais dans ses études sur le noyau des Basidiomycètes.

Dans *Corticium rolfsii,* GOTO, en 1936, a observé des stades caractéristiques de la prophase méiotique. Au moment de la diacinèse, l'auteur a distingué quatre bivalents qui se séparent à la métaphase en quatre chromosomes destinés à chaque pôle.

D'après nos observations, qui ont porté sur des centaines de

noyaux traités différemment au point de vue fixation et coloration, les phénomènes initiaux de la division débutent par une accentuation des chromocentres qui deviennent plus chromatiques, par une sorte de contraction et par leur dégagement progressif des filaments fins qui les reliaient. Ce ramassement sur eux-mêmes se poursuit jusqu'à la fin de la prophase sans qu'il y ait jamais le moindre soupçon de dualité tellement les éléments accouplés sont confondus. Lorsque les gemini sont complètement dégagés de leurs anastomoses, très condensés, de petite taille, granuleux ou en courts bâtonnets uniformément colorés, ils se dirigent au centre du noyau où ils baignent dans une substance fusoriale hyaline.

Après la réaction nucléale, ce stade se prête admirablement au dénombrement des chromosomes.

Les plaques équatoriales vues de profil se prêtent aussi à cette numération, car les chromosomes ne sont pas strictement rangés sur une ligne, mais occupent des plans différents.

Les Fig. 41 et 44, Pl. II, 15, 19 et 43, Pl. III et 3, 18, 25 et 26, Pl. IV, montrent divers stades de la prophase méiotique. La taille des bandes, dont la coloration uniforme ne laisse discerner aucun aspect de dualité, indique l'inégalité dans la dimension des chromosomes, inégalité qui se maintient et se remarque dans les éléments définitifs malgré leur taille réduite.

Les chromosomes métaphasiques occupent le centre d'un fuseau qui n'est pas apparent, c'est-à-dire qu'il ne montre ni fibrilles (cet aspect apparaît surtout dans les préparations qui ont subi le traitement des fixateurs riches en acide acétique), ni radiations cytoplasmiques ou asters, ni centrosomes. Le fuseau, d'origine nucléaire, se montre comme une substance plus claire que le cytoplasme environnant, dans laquelle les chromosomes se meuvent, se divisent et se déplacent vers les pôles.

Maire, qui a étudié la division nucléaire dans un grand nombre de Basidiomycètes, a décrit dans plusieurs espèces la présence d'un centrosome avec des asters à chaque extrémité du fuseau. Les centrosomes apparaissent en même temps que disparaît la membrane nucléaire. Ces éléments ont été signalés par Maire non seulement dans le noyau de la baside mais aussi dans ceux des spores de *Scleroderma vulgare*. Dans *Amanita pantherina*, le même auteur a décrit un centrosome situé en dehors du noyau et uni au nucléole par un filament, ce qui lui a fait penser que le nucléole joue un rôle dans la formation des centrosomes.

D'autres auteurs ont également signalé la présence de ces éléments, entre autres P.-A. Dangeard dans *Polyporus versicolor*.

Juel a, de son côté, décrit dans *Auricularia Auricula-Judae* des irradiations polaires aux extrémités d'un fuseau dépourvu de centrosomes. Kühner a vu des filaments rayonnants et des centrosomes dans *Psathyrella*, divers *Mycena* et dans *Sebacina gloeocystidiata*. Chow-Chung Hwang les a signalés dans plusieurs Coprins, Wittlake, dans *Sebacina calcea*, Mlle Salmon dans *Lactarius vellereus*, après fixation au Bouin et coloration à l'hématoxyline. Pour A. Sarazin, le centrosome, qui apparaît au moment de la diacinèse dans *Agaricus campestris*, se divise en deux centrosomes-fils qui se placent en position diamétralement opposée. D'après cet auteur, les noyaux-fils sont également accompagnés d'un centrosome. Brandza et Solacolu les ont observés dans *Calvatia candida* au moment de la prophase. Wakayama a cité dans *Inocybe rimosa* (?) la présence de minuscules granules, mais il n'a pu se prononcer ni sur leur nature ni sur leur rôle. Cet auteur, et d'autres également, ont considéré la présence du centrosome comme un signe primitif chez les Champignons puisque ces éléments se rencontrent chez les Animaux et non chez les Végétaux supérieurs.

Par contre, ni Bodmann dans *Dacryopinax* (*Guepinia*), après fixation Allen modifiée par Bouin, et coloration par l'hématoxyline, ni Whelden dans un certain nombre de Trémellacées n'ont vu ni centrosomes, ni asters, ni aucun autre corpuscule figurant au voisinage des pôles.

Nous avons souvent rencontré des granules périfusoriaux et autour de la membrane, mais ces éléments, qui ne sont pas constants, ne sont autres que des précipitations vacuolaires de toutes taille ou des granulations lipidiques qui figurent dans le matériel fixé dans les liquides à base d'acide osmique, comme le Flemming si largement employé par nos prédécesseurs.

Des résidus de chondriosomes, que les fixateurs d'acide acétique ne détruisent pas complètement, peuvent se trouver au voisinage des pôles du fuseau, mais nous sommes persuadée, et de nombreuses images nous autorisent à le croire, que, dans la plupart des cas, divers aspects dans la répartition des chromosomes ont été fâcheusement interprétés. Ainsi, par exemple, des chromosomes granuleux plus avancés que d'autres dans leur ascension polaire ont pu s'imposer pour des centrosomes. Les Fig. 28 et 29, Pl. IV sont très démonstratives à cet égard.

Nous n'insisterons pas ici sur la valeur des protochromosomes, puisque nous l'avons fait dans un travail antérieur sur le noyau des Ascomycètes. Rappelons seulement que MAIRE a décrit dans *Godfrinia conica* (*Hygrophorus conicus*) et dans d'autres Basidiomycètes, au moment de la métaphase, un fuseau sur lequel se disposent des granules chromatophiles ou protochromosomes qui fusionnent au centre du fuseau en deux chromosomes définitifs. Ces protochromosomes proviennent à leur tour de la fragmentation des filaments chromatiques issus de la réunion des caryosomes présents dans le noyau secondaire de la baside; les chromosomes définitifs se divisent ensuite longitudinalement en deux moitiés qui s'étirent le long du fuseau pour arriver en groupe de deux à chaque pôle.

KÜHNER dans *Psathyrella*, CHOU-CHUNG HWANG dans plusieurs Coprins ont signalé aussi des corpuscules chromatiques qui rappellent les protochromosomes de MAIRE et qui s'unissent finalement en deux chromosomes métaphasiques. Dans *Sebacina gloeocystidiata*, KÜHNER signale un nombre de chromosomes indéterminable mais se ramenant finalement à celui de deux.

Nous avons essayé de comprendre quel était le rapport entre la présence de ces granules ou protochromosomes au moment de la métaphase et leur fusion en deux gros chromosomes, nombre attribué longtemps aux Basidiomycètes.

Notre attention fut attirée dans les préparations colorées à l'hématoxyline par de nombreuses images de métaphase à deux masses chromatiques et d'autres, d'ana-télophases, également à deux éléments, plus petits et un peu arqués.

Un examen minutieux des préparations à l'hématoxyline ou au violet de gentiane, soumises à une différenciation assez poussée, nous a révélé que ces deux masses étaient constituées par un certain nombre de granules rapprochés que l'hématoxyline colorait en bloc.

Des préparations d'une netteté remarquable obtenues en utilisant la réaction nucléale de Feulgen ont confirmé nos présomptions sur la valeur de ces granules qui ne sont autre chose que les vrais chromosomes et nous avons compris que la soi-disant fusion de ces éléments n'a été conçue que pour expliquer la présence de ces deux masses en bâtonnets métaphasiques; en un mot, un défaut technique a faussé une interprétation qui, étant données nos connaissances actuelles de l'évolution chromosomique, ne peut plus être admise.

Les Fig. 28, 32 et 35, Pl. II, et 10 et 41, Pl. III, sont assez démonstratives. On peut facilement comparer les divers aspects et constater que les deux bâtonnets métaphasiques peuvent également correspondre à des stades différents d'évolution nucléaire, soit à deux fuseaux transversaux très rapprochés comme il arrive souvent dans les Basidiomycètes, soit à des figures télophasiques avec fuseaux disposés obliquement dans la baside. Les deux groupes de deux petits bâtonnets éloignés l'un de l'autre ne sont que des images ana-télophasiques de la deuxième cinèse du noyau de la baside.

Les chromosomes métaphasiques ne tardent pas à se dissocier et les chromosomes-fils à gagner les pôles respectifs. Il arrive fréquemment que la disjonction précoce ou tardive des partenaires dans un ou dans deux gemini, rend difficile la numération chromosomique. Ce n'est qu'à l'arrivée du lot chromosomique aux pôles que le dénombrement devient plus facile et qu'on peut contrôler alors leur taille, de moitié plus réduite que celle de chromosomes métaphasiques.

Il est très possible que ces irrégularités dans la séparation et dans l'ascension des chromosomes-fils vers les pôles soient parmi les causes pour lesquelles les numérations chromosomiques énoncées ici ne correspondent pas toujours à celles données par d'autres auteurs.

Arrivés aux pôles, les chromosomes d'abord groupés, se rangent ensuite en un demi-cercle et semblent tapisser la région concave d'une cavité claire : la cavité des noyaux-fils en formation (Fig. 36, Pl. III; fig. 4, 23, 30 et 35, Pl. IV).

Une membrane nucléaire se forme en même temps que les chromosomes s'étirent un peu; des anastomoses font leur apparition, de même que le nucléole. Les noyaux-fils intégralement constitués observent un court repos interphasique. WAKAYAMA ne reconnaît ce stade de repos intercinétique que dans *Mycena haematopus;* dans les autres espèces, la deuxième division suit immédiatement la première, avant l'organisation complète des noyaux.

Lors de la division homéotypique, on assiste à un groupement de petits chromosomes au centre du noyau. Ces chromosomes, issus de la contraction sur eux-mêmes de chromocentres et des filaments qui les relient, sont en même nombre que dans la première division, mais, par contre, leur taille est de moitié plus réduite.

La division de ces chromosomes ainsi que leur ascension vers les pôles est beaucoup plus régulière que dans la première mitose et les images de petits granules qui se séparent en lots égaux sont très belles.

MAIRE a décrit les deux mitoses incluses chacune dans une auréole claire qui représente la cavité du noyau dépourvu de nucléole. Pour cet auteur, les caryosomes qui incrustent par place le réticulum de linine se transforment d'emblée en deux chromosomes courts et gros sans passer par le stade de protochromosomes; en un mot, il n'y a pas de prophase dans la deuxième division du noyau de la baside.

En réalité, les phénomènes prophasiques doivent s'effectuer aussi très rapidement dans cette seconde cinèse et la taille réduite des noyaux ne permet pas de suivre le cycle successif des phases, de même qu'on ne peut pas suivre la disjonction des chromosomes à la métaphase.

Formation des spores.

Après l'organisation complète des quatre noyaux destinés aux spores, ceux-ci ne tarderont pas à se diriger vers le sommet de la baside. Le passage des noyaux à travers les stérigmates s'effectue selon la description faite déjà en 1895 par P.-A. DANGEARD. Le noyau s'allonge, le nucléole se place à l'avant et derrière lui se trouve la masse nucléaire dans laquelle on peut distinguer nettement les granulations chromatiques. Aussitôt entré dans la spore, le noyau reprend sa forme initiale.

L'émigration des noyaux vers les stérigmates a été décrite par MAIRE avec beaucoup de détails. D'après cet auteur, les quatre centrosomes qui accompagnent les noyaux embryonnaires quittent leur place au moment de la sporulation, gagnent le sommet de la baside et se fixent à l'endroit où vont s'ébaucher les stérigmates. En même temps le cytoplasme se condense en traînées plus denses, les fibrilles kinoplasmiques, qui réunissent les centrosomes aux noyaux. Il s'établirait ainsi une sorte d'attraction dont le but serait de diriger les noyaux vers les stérigmates. Selon cet auteur, les noyaux déformés subiraient, à leur passage à travers le stérigmate, une condensation qui les réduit à une simple masse chromatique homogène. Cette masse arrive dans la spore, attirée par le centrosome qui l'a précédé

et qui devient le centre d'attraction vers lequel se meuvent cytoplasme et noyau. Kühner a décrit dans *Psathyrella pennata* une différenciation kinoplasmique, en fibrilles plus colorées que le fond, qui précède le passage des noyaux dans les spores, mais il n'insiste pas davantage.

Vokes a signalé en 1931, à la base des stérigmates dans *Coprinus atramentarius*, des corps hyalins ou centrosomes réunis par un filament à chaque noyau. Colson n'a pas trouvé ces éléments dans *Agaricus campestris* et Ritchie, qui a employé un grand nombre de fixateurs dans son étude sur *Russula emetica*, est arrivé à la conclusion que ces formations sont des artefacts dus aux fixateurs. Sass qui a également cherché la participation des centrosomes à la formation des spores pense que ces granules, lorsqu'ils existent, correspondent à des précipitations vacuolaires. Par contre, Lander, en 1935, a observé, dans la baside de *Pisolithus tinctorius*, des corps ressemblant à des centrosomes, « centrosome-like bodies », à la base des stérigmates et des fibres qui les attachent aux noyaux respectifs. Ces corps précéderaient les noyaux dans les spores. Une remarque semblable a été faite par le même auteur dans *Scleroderma lycoperdoides*.

Au cours de nos nombreuses observations nous n'avons jamais remarqué ces formations. Le cytoplasme se condense autour des noyaux, le reste devient souvent vacuolaire, les trabécules cytoplasmiques sont plus fortement colorés après l'emploi des liquides à base d'acide acétique.

Des images très nettes ont été remarquées dans *Lepiota clypeolaria* où le cytoplasme est plus dense autour des noyaux et s'étend de cette région jusqu'au sommet de la baside sous forme de travées minces qui peuvent donner l'illusion de filaments kinoplasmiques. De même dans *Psilocybe uda*. Quant aux granulations qui figurent dans la baside, nous avons déjà noté qu'elles sont nombreuses, de diverse nature et qu'on peut les trouver aussi bien au sommet de la cellule que dans les stérigmates et les spores, étant entraînées par le cytoplasme qui accompagne le noyau dans sa migration. Pendant le passage des noyaux à travers les stérigmates, ils se déforment plus ou moins tout en conservant intacte leur structure.

Les Fig. 24, 27 et 40, Pl. II, 27, Pl. III, et 16, 40, Pl. IV, montrent plusieurs aspects des noyaux un peu avant leur passage dans les spores. Dans les stérigmates, larges à la base, les noyaux

sont peu déformés et leur structure demeure visible (*Calocera*, divers *Entoloma*, etc.). Cette structure apparaît moins nette dans les stérigmates plus étroits propres à la majorité des Basidiomycètes, tandis que dans les stérigmates longs et fins, les noyaux en s'amincissant deviennent presque filiformes. Cet aspect a été décrit par RITCHIE dans *Lycoperdon oblongisporum* et par LANDER dans *Arachnion album*.

De très belles images de noyaux filiformes nous ont été fournies par les basides de *Bovista*, dans la plupart des Polyporacées, dans certains *Hypholoma* (Fig. 16, 33, Pl. II, et 41, 51, Pl. IV).

Nucléole.

Le nucléole, en général de taille réduite par rapport au volume du noyau — aspect qui le distingue du gros nucléole du noyau de l'asque —, disparaît, comme dans la plupart des végétaux, à la fin de la prophase. Au-delà de ce stade, nous l'avons retrouvé à l'anaphase I d'*Amanita vaginata* (Fig. 12, Pl. III), à la métaphase I de *Hygrophorus psittacinus*, *Russula fallax*, *Lepiota seminuda* et *L. fulvella*; dans les métaphases I et II de *Cystoderma*, *Volvaria*, *Cortinarius elatior*, *Entoloma rhodopolium* et de *Clitopilus prunulus* (Fig. 37, Pl. III).

MAIRE et WAKAYAMA avaient déjà signalé la persistance du nucléole pendant les cinèses. WAGER pense qu'avant la disparition du nucléole, une partie de sa substance passe dans les chromosomes. MAIRE, admet aussi un transfert de la substance chromatique du nucléole aux protochromosomes. Dans *Pholiota lucifera*, le nucléole étant relié au centrosome par un fil parfois très long, MAIRE attribue aux centrosomes une origine nucléolaire. Dans *Psathyrella*, KÜHNER a décrit également un nucléole uni à l'un des centrosomes par un filament.

Quant au devenir du nucléole pendant le passage des noyaux dans les spores, nous croyons, et certaines images nous y autorisent, que ces éléments suivent le mouvement des noyaux en s'étirant en même temps qu'eux (Fig. 39, Pl. III).

Les fuseaux.

Nous avons prêté une attention spéciale à la position des fuseaux dans les deux divisions du noyau de la baside. Nous

*****

voulions savoir si cette position représente un caractère constant pour les espèces du même genre, voire de même famille, en un mot si la diversité des positions peut jouer un rôle dans la taxinomie des Basidiomycètes comme JUEL l'avait pensé lorsqu'il a divisé ces Champignons en deux séries, les *Stichobasidiés*, où le fuseau est parallèle au grand axe de la baside, et les *Chiastobasidiés* où le fuseau est perpendiculaire à cet axe. Dans le premier cas, le fuseau est donc longitudinal, dans le second, transversal.

Depuis JUEL, les auteurs ont signalé l'existence de plusieurs orientations du fuseau et nombreux sont les mycologues qui attachent une grande importance à ce caractère.

Dans la plupart des Agaricacées, des Polyporacées, des Gastéromycètes, dans les Bolets, les Lactario-Russulés, les Hygrophores, le fuseau de la première division du noyau de la baside est transversal. Parfois, ce dernier peut s'incliner plus ou moins, et devenir oblique par rapport au grand axe de la cellule : *Mycena*, *Clitocybe*, *Laccaria*, *Tricholoma album*, *Rhodopaxillus*, notamment *R. nudus*, dans quelques Pleurotes, Polypores, Clavaires, Trémelles, dans *Lactarius salmonicolor*, etc. Le fuseau est longitudinal dans *Auricularia*, *Craterellus*, *Clavaria pallida*, *C. rugosa*, etc.

La position des fuseaux dans la dernière division est beaucoup plus variée. En général, dans les basides où le fuseau initial est transversal, les fuseaux II sont obliques et ceci se conçoit fort bien étant donnée la position qu'occupent les noyaux-fils.

Les deux fuseaux peuvent être éloignés l'un de l'autre ou rapprochés, mais dans des plans différents, et donnent alors l'image de deux fuseaux qui s'entrecroisent. Nous avons rencontré ces aspects dans *Pleurotus ulmarius* et *ostreatus*, *Marasmius androsaceus*, *Stereum insignitum*.

Les fuseaux peuvent être parallèles et obliques, *Cystoderma*, *Leptonia*, parfois dans les *Lepiota*, le *Schizophyllum*, les *Acanthocystis*, certains Hygrophores, etc. Dans les basides à fuseau initial oblique, les fuseaux II sont parallèles, éloignés l'un de l'autre, ou tellement rapprochés qu'on éprouve une certaine difficulté au premier coup d'œil à interpréter l'image.

Dans les espèces à fuseau initial longitudinal, les fuseaux II sont également verticaux.

Nous avons rencontré dans plusieurs basides de *Clitocybe nebularis*, *C. brumalis* et notamment *C. cerussata*, dans *Schizo-*

phyllum, Mycena epipterygia, Volvaria, Trametes gibbosa, Lenzites quercina, etc., les quatre noyaux-fils disposés en file comme dans *Auricularia* et qui sont issus des divisions presque longitudinales tellement l'inclinaison des fuseaux était poussée.

Les Fig. 5, 7, 10, 23, 26, 43, 46, Pl. II; 16, 23, 26, 29, 44, 45 et 46, Pl. III; 52, pl. IV montrent divers aspects de positions fusoriales.

Nous ignorons si les mycologues tireront quelques renseignements de ces remarques caryologiques. Disons tout de suite que si cette position semble en général assez constante pour les diverses espèces du même genre, il arrive parfois que pour des causes que nous ne pouvons pas définir et qui semblent liées au cytoplasme et surtout à la présence des vacuoles, la position du noyau et de ses fuseaux peut être nettement changée. Un fuseau transversal ou oblique devient vertical lorsqu'il est repoussé par une grosse vacuole comme le cas se présente dans *Gomphidius roseus* (Fig. 39, 40, Pl. II), *Psalliota radicata* (Fig. 13 et 14, Pl. III), *Russula atropurpurea, Ganoderma, Sarcodon* (Fig. 17 à 20, Pl. II), *Lycoperdon,* etc.

Dans *Pleurotus ostreatus,* nous avons rencontré les trois aspects de fuseaux: parallèles et rapprochés, obliques et éloignés, obliques et entrecroisés (Fig. 44 à 46, Pl. III).

Nombres chromosomiques.

Voici la liste des nombres chromosomiques trouvés dans les genres examinés dans le présent travail. Les noms d'espèces figurent dans la liste donnée précédemment. La plupart des numérations sont nouvelles. Nous avons compté $n = 4$, 6 et 8.

$n = 4$ *Auricularia, Exobasidium, Thelephora, Sparassis, Radulum, Mycoleptodon, Spongipellis, Leptoporus, Irpex, Ungulina, Xanthochrous, Ganoderma, Poria, Merulius, Phlebia, Fistulina, Paxillus, Nyctalis, Panellus, Schizophyllum, Acanthocystis, Ithyphallus, Mutinus, Clathrus, Anthurus.*

$n = 6$ *Tremella, Tremellodon, Guepinia, Calocera, Cantharellus, Craterellus, Clavaria, Stereum, Hydnum, Pleurodon, Sarcodon, Leucoporus, Phaeolus, Melanopus, Trametes, Coriolus, Lenzites, Gomphidius, Russula, Lactarius,*

Amanita, Volvaria, Lacrymaria, Panaeolina, Deconica, Psilocybe, Hypholoma, Stropharia, Macrocystidia, Conocybe, Galera, Nolanea, Mucidula, Octojuga, Armillariella, Lepista, Pleurotus, Panus, Lentinus, Lycoperdon, Bovista, Scleroderma.

$n = 8$ *Cyphella, Polyporus, Boletus, Hygrophorus, Lepiota, Cystoderma, Pluteus, Psalliota, Coprinus, Drosophila, Psathyrella, Pseudocoprinus, Pholiota, Rozites, Naucoria, Flammula, Hebeloma, Cortinarius, Inocybe, Entoloma, Leptonia, Claudopus, Collybia, Marasmius, Mycena, Omphalia, Tricholoma, Melanoleuca, Clitopilus, Rhodopaxillus, Clitocybe, Laccaria, Crepidotus.*

En jetant un coup d'œil sur ces nombres chromosomiques, nous constatons qu'il n'y a pas, à proprement parler, de règle dans la répartition de ceux-ci. Ce nombre n'est pas réduit, par exemple, dans les formes primitives, ou élevé dans celles apparemment évoluées, puisque nous trouvons 4 chromosomes aussi bien dans *Auricularia*, placé au bas de l'échelle évolutive, que dans *Paxillus*, dans plusieurs Pleurotes déjà plus évolués et chez les Phallacées considérées comme des Champignons à structure très complexe.

Nous trouvons 8 chromosomes dans la majorité des Agaricacées, Champignons supérieurs, et aussi dans *Cyphella*, les Hygrophores et les Bolets, à structure plus simple.

Si dans tous les groupes, les genres se partagent plus ou moins le nombre varié de chromosomes, il existe des familles qui groupent des espèces possédant le même nombre. Ainsi, parmi les Polyporacées, certaines possèdent $n = 4$; les Trémellacées, les Cantharellacées, les Lactario-Russulées, les Strophariées, les Lycoperdacées possèdent $n = 6$, tandis que dans les Cortinariées, $n = 8$. Chez les Agaricacées, il y a une prédominance de $n = 8$. Dans ce vaste groupe, en effet, 29 genres étudiés possèdent $n = 8$, 19 genres $n = 6$ et quatre seulement $n = 4$.

Le nombre $n = 6$ est le plus répandu chez les Basidiomycètes que nous avons examinés. Sur 100 genres contrôlés, 43 ont $n = 6$ tandis que chez 33, $n = 8$ et chez 25, $n = 4$, alors que dans les 34 Basidiomycètes étudiés par lui, Wakayama a signalé $n = 4$ comme nombre prédominant, les autres possédant $n = 2$ ou 6.

RÉSUMÉ

Les résultats obtenus dans le présent travail sur le noyau et ses divisions dans les Basidiomycètes peuvent être ainsi résumés:

La structure des noyaux est celle déjà décrite chez les Ascomycètes, c'est-à-dire qu'elle comporte un réseau porteur de granules ou chromocentres dont la taille et la colorabilité peuvent varier.

Dans les cellules mycéliennes et dans certaines spores, où la taille des noyaux ne dépasse guère 2 μ, les granules sont fortement colorés, leur taille se montre petite et leur nombre égale ou se rapproche de celui des chromosomes. Ces granules, qui sont presque des chromosomes qui se sont conservés sans subir de transformations sensibles, sont reliés par quelques filaments faiblement colorés en rose dans la réaction nucléale de Feulgen, alors que les chromocentres prennent une couleur rouge violacée. Le nucléole n'est pas visible après emploi de cette méthode dans ces petits noyaux. Dans les colorations à l'hématoxyline, on distingue un corpuscule noir, à contour plus ou moins régulier, entouré d'un nucléoplasme gris clair et d'une membrane. Cet aspect, qui est dû à une coloration globale des éléments chromatiques et des nucléoles, a fait croire, à de nombreux auteurs, à l'existence d'un nucléole caryosomique.

Dans les noyaux de la zone sous-hyméniale, dans ceux des spores, des poils et des cystides qui accompagnent les basides, dans les noyaux sexuels, dont la taille est plus élevée, la structure est voisine de celle du noyau secondaire de la baside. Le nucléole est visible et le réseau chromatique devient plus marqué tandis que les chromocentres plus détendus ont subi quelques modifications.

Dans le noyau de la baside, les différences dans l'aspect structural résident dans l'importance relative que ces deux éléments coexistants — réseau et chromocentres — prennent, l'un au détriment de l'autre. Lorsque les noyaux n'atteignent pas 4 μ, les chromocentres, uniformément colorés, renfermant à eux seuls presque toute la substance chromatique, à part quelques filaments peu colorables qui les relient, sont en même nombre ou en nombre très voisin de celui des chromosomes (*Auricularia, Tremella,* quelques Clavaires, divers Polypores et Pleurotes, *Lycoperdon,* etc.).

Dans les basides où les noyaux atteignent ou dépassent de peu 5 μ — type très répandu dans l'ensemble des Basidiomycètes —

la déchromatinisation des éléments chromatiques est beaucoup plus poussée. Les chromocentres peuvent s'allonger dans cette cavité nucléaire plus large, leurs contours deviennent irréguliers, ils sont moins colorables et leur taille diminue chez certains. Leur nombre peut encore se conserver et égaler celui des chromosomes, maïs, en général, va en décroissant au fur et à mesure que le réseau devient plus marqué. En effet, les chromocentres en se déchromatinisant cesssent d'être discernables et ce processus peut se poursuivre dans de nombreux exemples, *Gomphidius roseus*, certains Hygrophores, *Pseudocoprinus*, plusieurs *Cortinarius*, *Inocybe*, *Hebeloma*, etc., où l'on trouve des noyaux où l'élément filamenteux du réseau devient presque exclusif. On distingue, parmi ces noyaux de grande taille, certains éléments qui sont pauvres en chromatine. Le réseau et les rares chromocentres sont faiblement colorés, les chromosomes très petits et les noyaux embryonnaires de taille assez réduite (*Cyphella*, *Sarcodon*, *Mucidula*, *Ungulina fraxinea*, etc.).

En résumé, il existe, en général, chez les Basidiomycètes, une homogénéité caryologique presque totale dans les noyaux de même taille. La seule différence qu'on puisse noter s'applique à un faible accroissement de la densité du réseau dans les espèces où le nombre chromosomique est plus élevé. Par ce fait, les Champignons se distinguent des plantes supérieures où, à des nombres chromosomiques égaux et à des noyaux de taille égale, correspondent des caryotypes distincts. Dans ces derniers, les différences de structure résident dans la taille des chromosomes, longueur et largeur.

Il n'existe aucune relation chez les Champignons entre l'organisation caryologique et le groupe, la famille ou le genre. La structure nucléaire est propre à l'espèce considérée. On peut rencontrer dans les espèces d'un même genre divers aspects du réseau. La structure du noyau dans un Champignon considéré comme se rattachant au bas de l'échelle évolutive peut se retrouver dans une espèce à structure complexe, admise comme supérieure. Des noyaux pauvres en chromatine s'observent dans des espèces qui n'ont aucune affinité et qui occupent des positions toutes différentes dans la classification.

Les divisions nucléaires du noyau de la baside n'offrent rien de particulier. Comme chez les Ascomycètes, les phases initiales de la prophase méiotique se déroulent d'une façon très rapide si l'on en juge d'après la rareté des images.

Les fuseaux sont d'origine intranucléaire. Ils sont transversaux, obliques ou parallèles au grand axe de la baside. Cette position peut varier parfois dans la même espèce, soit par suite de la présence d'une vacuole qui repousse le noyau, soit en raison de causes que nous ne pouvons préciser.

Ni centrosomes, ni asters ne figurent aux pôles du fuseau. Ces éléments sont invisibles. Les granules signalés souvent comme tels correspondent à des éléments étrangers au noyau et n'ayant aucun rapport avec l'évolution de ce dernier.

Les chromosomes se meuvent dans la substance fusoriale claire qui accompagne les chromosomes-fils dans les noyaux embryonnaires. Le nombre *n* des chromosomes varie entre 4, 6 et 8 comme chez les Ascomycètes. Ils sont de petite taille, de forme granulaire ou en très courts bâtonnets.

Les chromosomes sont faciles à dénombrer surtout dans les images pré-métaphasiques après la réaction nucléale de Feulgen.

On se rend compte en même temps de leur taille, qui varie peu, et de leur nombre qui se maintient dans toutes les divisions.

La membrane nucléaire persiste jusqu'à la fin de la prophase, mais l'espace nucléaire demeure délimité dans le cytoplasme environnant.

Le nucléole, de petite taille par rapport au volume du noyau, disparaît, en général, à la fin de la prophase. Dans certains cas, il persiste jusqu'à l'anaphase, aussi bien dans la première que dans la seconde cinèse.

Les noyaux issus de la première division organisent leur structure et ne se divisent qu'après un court repos. Les débuts prophasiques sont également très rapides. La taille des chromosomes est de moitié plus réduite dans cette deuxième division.

Les noyaux-fils se rendent au sommet de la baside, s'allongent plus ou moins lors de leur passage à travers les stérigmates pour pénétrer dans les spores. Ni centrosomes, ni fibres kinoplasmiques n'interviennent dans ce mouvement naturel, dans ce processus physiologique qui pousse le noyau embryonnaire vers la spore, puis vers la dissémination.

Travail fait au Laboratoire de Biologie Végétale de la Sorbonne. Paris.

BIBLIOGRAPHIE

Atkinson (G. F.). — The development of *Agaricus campestris*. *Bot. Gaz.*, 42, 1906.

Baker Gladys (E.). — A study of genus *Helicogloea*. *Ann. Missouri Bot. Gard.*, 23, 1936.

Bauch (R.). — Untersuchungen über zwei sporige Hymenomyceten. *Zeits. Bot.*, 18, 1936.

Beauverie (M. J.). — Etude histologique et cytologique du *Merulius lacrymans*, champignon des maisons. *Rev. Gé., Bot.*, 21, 1909.

Bensaude (Mlle). — Recherches sur le cycle évolutif et la sexualité chez les Basidiomycètes. Thèse Paris, 1918.

Bodmann (M. C.). — Morphology and cytology of *Guepinia spathularia*. *Mycologia*, 30, 1938.

Bose (S. R.). — Cytology of secondary spore formation in *Ganoderma*. *Phythopath.*, 25, 1935.

— Cytology study of basidia of Polyporaceae. *Journ. Indian Bot. Soc.*, 16, 1937.

Bourdot (Abbé H.). — Hyménomycètes de France. Hétérobasidiés. Homobasidiés, 1927.

Brandza (M.) et Solacolu (T.). — Sur le développement et la maturation de quelques Gastéromycètes. *Le Botaniste*, 28, 1937.

Buhr (H.). — Untersuchungen über zweisporige Hymenomycetes. *Arch. f. Protistenk.* 76, 1932.

Chadefaud (M.). — Biologie des Champignons. 1 vol. *Gallimard* édit., Paris, 1944.

Chou-Chung Hwang. — Contribution à l'étude du développement des Coprins. *Le Botaniste*, 36, 1934.

Colson (Miss Barbara). — The cytology of the mushroom *Psalliota campestris* Quél. *Ann. Bot.*, 49, 1935.

Dangeard (P. A.). — Recherches sur la reproduction sexuelle des champignons. *Le Botaniste*, sér. 3, 1892.

— La reproduction sexuelle des Basidiomycètes. *Le Botaniste*, sér. 4, 1894.

— Mémoire sur la reproduction sexuelle des Basidiomycètes. *Le Botaniste*, sér. 4, 1894-95.

— Considérations sur la reproduction sexuelle des Champignons supérieurs. *Le Botaniste*, sér. 9, 1903.

Dangeard (Pierre). — Cytologie végétale et cytologie générale. Paul Lechevalier édit., Paris, 1947.

Eftimiu (Mlle P.) et Kharbush (S.). — Recherches histologiques sur les Exobasidiés. *Rev. Path. vég.*, 14, 1926.

Ehrlich (H. G.) and Mc Donough (E. S.). — The nuclear history in the basidia and basidiospores of *Schizophyllum commune* Fr. *Ann. Journ. Bot.*, 36, 1949.

ESSIG (F. N. J.). — The morphology, development and economic aspects of *Schizophyllum commune* Fr. Univ. Calif. *Publ. Bot.*, 7, 1922.

FRIES (R. E.). — Zur Kenntnis der Cytologie von *Hygrophorus conicus*. *Svensk. Bot. Tidskr.*, 5, 1911.

— Ueber die cytologischen Verhältnisse bei *Nidularia piriformis*. *Zeitsch. f. Bot.*, 3, 1911.

GÄUMANN (E.). — Comparative Morphology of Fungi, 1 vol., 1928.

— Ueber die Geschwindigkeit der Kernwanderung bei Pilzen. *Ber. d. d. bot. Ges.*, 59, 1941.

— Die Pilze. Basel, 1949.

GILBERT (E. M.). — Cytological studies of the lower Basidiomycetes. Dacryomyces. *Trans. Wis. Acad. Sci.*, 20, 1922.

GREIS (H.). — Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen an Basidiomyceten. I. Zur Entwicklungsgeschichte von *Lepiota acutesquamosa* Weinm. — II. Fruchtkörperbildung und Basidienentwicklung von *Tylostoma mammosum* Fries. — III. Die Entwicklung der Wirtelschnallen bei *Coniophora crebella*. *Jahrb. Wiss. Bot.* 84, 1937.

GUILLIERMOND (A.), MANGENOT (G.) et PLANTEFOL (L.). — Traité de Cytologie végétale. Le François édit., Paris, 1933.

HAGERUP (O.). — Basidiens cytologichos *Tremellodon gelatinosum* (Scop.) Pers. Friesia 3, 1944 (Biol. abs.).

— Basidiens cytologichos *Lepiota* (Limacella) *lenticularis*. Lasch. Friesia 3, 1945 (Biol. abs.).

HANNA (W. F.). — Studies in the physiology and cytology of *Ustilago Zeae and Sorosporium Reilianum*. *Phytopathology*, 19, 1929.

HARPER (R. A.). — Binucleate cells in certain Hymenomycetes. *Bot. Gaz.*, 33, 1902.

HEIM (M^me^ P.). — Etudes sur la localisation des pigments carotiniens chez les champignons. *Rev. Myc.*, 12, 1947.

— Observations sur le noyau des Ascomycètes. *Rev. Myc.*, 17, 1952.

HEIM (Roger). — Le genre *Inocybe*. Paul Lechevalier édit., Paris, 1931.

— Observations sur la flore mycologique catalane. Champignons de la Catalogne. *Fungi Catalaunici. Junta de Cienc. Nat. de Barcelona*, 1931.

— Les Lactario-Russulés de Madagascar. Paris, 1937.

— Les pigments des champignons dans leurs rapports avec la systématique *Bull. Soc. Chimie Biol.*, 29, 1942.

— Les voies de l'évolution chez les champignons. Colloque International du C.N.R.S. sur l'évolution et la phylogénie chez les végétaux. Paris, mai 1952.

HOFFMANN (A. W. H.). — Zur Entwicklungsgeschichte von *Endophyllum Semperviri*. *Zentralbl. f. Bakteriol.* II, 32, 1915.

ISTVANFFI (G. de). — Ueber die Rolle der Zellkerne bei der Entwicklung der Pilze, *Ber. der deusch. Bot. Ges.*, 13, 1895.

— Untersuchungen über die physiologische Anatomie der Pilze mit besonderer Berücksichtigung des Leitungsystems bei der Hydnei, Telephorei und Tomentelli. *Jahrb. z. wiss. Bot.*, 21, 1896.

JUEL (H. D.). — Die Kernteilungen in den Basidien und die Phylogenie der Basidiomyceten. *Jahrb. wiss. Bot.*, 32, 1898.

— Cytologische Pilzstudien. Die Basidien der Gattungen *Cantharellus, Craterellus* and *Clavaria. Nova Acta Regiae Soc. Sci. Upsal.*, 4, 1916.

KEMPER (W.). — Zur Morphologie und Zytologie der Gattung Coniophora, insbesondere der sogenannten Kellerschwamms. *Zentralb. Bakt.*, 97, 1937.

KHARBUSH (S.). — Etude sur le phénomène de la réduction chromatique chez les Exobasidiées. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, 76, 1929.

KNIEP (H.). — Basidien im einkernigen Mycel von *Armillaria mellea. Fl. Dan. Zeitsch. f. Bot.*, 3, 1911.

— Beiträge zur Kenntnis der Hymenomyceten. *Zeitsch. f. Bot.*, 5, 1913.

— Ueber die konjugierte Teilung und die phylogenetische Bedeutung der Schnallenbildungen. *Zeitsch. f. Bot.*, 7, 1915.

— Ueber morphologische und physiologische Geschlechtsdifferenzierung (Untersuchungen an Basidiomyzeten). *Verhandl. Phys. Med. Ges. Würzburg*, 46, 1921.

— Ueber Geschlechtsbestimmung und Reduktionsteilung (Untersuchungen an Basidiomyceten). *Ibid.*, 47, 1922.

KONRAD (P.) et MAUBLANC (H.). — Les Agaricales, Agaricaceae. *Encyclop. Mycol.*, 1, 1948, 2, 1952.

KÜHNER (R.). — Contribution à l'étude des Hyménomycètes et spécialement des Agaricacées, Thèse, Paris, 1926.

— Etude cytologique de l'hyménium de *Mycena galericulata* Scop. *Le Botaniste*, sér. 18, 1927.

— Le développement et la position taxonomique de l'*Agaricus disseminatus* Pers. *Le Botaniste*, 20, 1928.

— Etudes sur le genre *Marasmius. Le Botaniste*, 25, 1933.

— Observations sur la localisation des substances colorées chez les Agarics et les Bolets. *Le Botaniste*, 26, 1934.

— Le genre *Galera*. Paul Lechevalier édit. Paris, 1935.

— Les noyaux et leurs divisions dans les articles du carpophore et particulièrement dans les basides des *Mycena. C. R. Ac. Sc.*, 204, 1937.

— Le genre *Mycena*. Paul Lechevalier édit., Paris, 1938.

— Recherches morphologiques et caryologiques sur le mycélium de quelques Agaricales en cultures pures. *Bull. Soc. Myc. Fr.*, 62, 1946.

— Etude morphologique et caryologique du mycélium et des formations mycéliennes de *Flammula gummosa* Lasch. *Bull. Soc. Myc. Fr.*, 1946.

— Etude morphologique et caryologique comparée du mycélium secondaire d'une soixantaine d'espèces d'Agaricales en culture pure. *Bull. Soc. Linn,,* 15, Lyon, 1946.

— Le comportement nucléaire dans les basides uniformes et à plus de quatre spores de *Sistotrema confluens* Pers. *C. R. Ac. Sc. Fr.,* 229, 1947.

— *Conocybe* (Galera) *pubescens* (Gillet) et le développement de son carpophore. *Le Botaniste,* sér. 34, 1949.

— Comportement nucléaire dans le mycélium des Polypores de la série Igniaires. *C. R. Ac. Sc. Fr.,* 19, 1950.

Kühner (R.) et Josserand (M.). — Etude des quatre Coprins du groupe « lagopus ». *Bull. Soc. Myc. Fr.,* 60, 1944.

Kühner (R.) et Romagnesi (H.). — Flore analytique des champignons supérieurs (Agarics, Bolets, Chanterelles), Masson édit., Paris, 1953.

Lander (Caroline). — Spore formation in *Scleroderma lycoperdoides. Bot. Gaz.,* 95, 1933.

— Cavity development and spore-formation in *Pisolithus tinctorius. Journ. Elisha Mitchel Sci. Soc.,* 51, 1935.

Levine (M.). — Studies in the Cytology of the Hymenomycetes especialy the Boleti. *Bull. Torrey. Bot. Club,* 40, 1913.

Lorenz (F.). — Beiträge zur Entwicklungsgeschichte von *Sphaerobolus. Archiv. Protisten,* 81, 1933.

Macdonald (J. A.). — Structure of the resting nucleus in *Marasmius androsaceus* Fries. *Nature,* 163, 1949.

Maire (R.). — Recherches cytologiques et taxonomiques sur les Basidiomycètes. Thèse, Paris, 1902.

— La mitose hétérotypique et la signification des protochromosomes chez les Basidiomycètes. *C. R. Soc. Biol.,* 58, 1905.

Martens (P.). — L'origine du crochet et de l'anse d'anastomose chez les champignons supérieurs. *Bull. Soc. Myc. Fr.,* 4°, 1932.

Martens (P.) et Vandendries (R.). — Le cycle conidien haploïde et diploïde chez *Pholiota aurivella. La Cellule,* 41, 1932.

Mc Donough (E. S.). — The nuclear History of *Sclerospora graminicola. Mycologia,* 29, 1937.

Moreau (M^me^ F.). — Les centrosomes chez les Urédinées. *Bull. Soc. Mycol. Fr.,* 29, 1913.

— Les phénomènes de la Karyokinèse chez les Urédinées. *Bull. Soc. Bot. Fr.,* 1913.

— La mitose hétérotypique chez les Urédinées. *Bull. Soc. Bot. Fr.,* 1914.

— Les phénomènes de la sexualité chez les Urédinées. *Le Botaniste,* sér. 8, 1914.

Moreau (F.). — Les champignons. I. *Encyclopéd. Mycol.,* 22, 1953.

— Les champignons. II. *Encyclopéd. Mycol.,* 23, 1954.

Olive (L. S.). — Nuclear phenomena involved at meiosis in *Coleosporium Helianthi. Journ. Elisha Mitchell. Sci. Soc.,* 58, 1942.

— Cytology of various basidial types in the genus *Septobasidium*. *Mycologia*, 35, 1943.
— Karyogamy and meiosis in the rust *Coleosporium Vernoniae*. *Amer. Jour. of Botany*, 36, 1949.
— The structure and behavior of Fungus nuclei. *The Bot. Rev.*, 19, 1953.
Patouillard (N.). — Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes, 1900.
Pinto-Lopes (J.). — Contribution to the study of the nuclear structure in Fungi. *Portug. Acta Biolog.*, sér. A, 2, 3, 1949.
Poirault (G.) et Raciborski (M.). — Sur les noyaux des Urédinées. *Journ. de Bot.*, 9, 1895.
— Sur les phénomènes de Karyokinèse dans les Urédinées. *C. R. A. Sc.*, 1895.
Rawitscher (F.). — Beiträge zur Kenntniss der Ustilagineen. I. *Zeitschr. f. Bot.*, 4, 1912. — II. *Ibid.*, 14, 1922.
Ritschie (Don). — A fixation study of *Russula emetica*. *Amer. J. Bot.*, 28, 1941.
— The development of *Lycoperdon oblongisporum*. *Ibid.*, 35, 1948.
— Nuclei and cytoplasma inclusions in basidia of *Amanita*. *Bot. Gaz.*, 109, 1948.
Rogers (D. P.). — A cytological study of *Tulasnella*. *Bot. Gaz.*, 94, 1932.
Romagnesi (H.). — La cystide chez les Agaricacées. *Rev. de Myc., Suppl.*, 9, 1944.
Rosenvinge (L. K.). — Sur les noyaux des Hyménomycètes. *Ann. Sc. Nat.*, 7, 1886.
Ruhland (W.). — Zur Kenntniss der intercellulären Karyogame bei den Basidiomyceten. *Bot. Zeit.*, 1901.
Sinclair (M.). — Etude caryologique des *Sporobolomyces*. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, 98, 1951.
— Arguments caryologiques sur les *Sporobolomyces*. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, 98, 1951.
— Caryologie des *Sporobolomyces*. *Bull. Soc. Fr.*, 99, 1952.
Salmon (M^lle^ Janine). — Etude cytologique des laticifères des Lactario-Russulés et quelques observations sur les mitoses des basides. *Rev. Cyt. et Cytophys., Veg.*, 2, 1938.
Sanval (B. D.). — The development of the basidium in *Coleosporium sidae*. *Bull. Torrey Bot. Club*, 80, 1953.
Sappin-Trouffy. — Recherches histologiques sur la famille des Urédinées. *Le Botaniste*, sér. 5, 1897.
Sarazin (A.). — Evolution nucléaire de la baside et des basidiospores dans *Agaricus campestris* (var. cultivée). *C. R. A. Sc.*, 206, 1938.
Sass (J. E.). — A cytological study of a bispored form of *Psalliota campestris*. *Pap. Mich. Ac. Sc. Arts*, 9, 1929.

— The cytological basis for homothallism and heterothallism in the Agaricaceae. *Amer. Jour. of Bot.*, 16. 1929.

— The cytology of a diploid sterile Hymenomycete. *Mycologia*, 24, 1932.

— Cytological aspect of physiological sterility in *Coprinus sterquilinus* Fr. *Ann. of Bot.*, 49, 1935.

— The presence of a Nebenkern and Golgi material in *Coprinus sterquilinus* Fr. *La Cellule*, 43, 1933.

Savile (D. B. D.). — Nuclear structure and behaviour in species of the Uredinales. *Amer. Jour. Bot.*, 26, 1939.

Sharp (L. W.). — Introduction to cytology. 3rd édit., 1934, New-York.

Skolko (A. J.). — A cultural and cytological investigation of a two spored Basidiomycete : *Aleurodiscus canadensis*. *Canad. Journ. of Reserch.*, 22, 1944.

Smith (A. H.). — Investigations of two spored forms in the genus *Mycena*. *Mycologia*, 26, 1934.

— Studies in the genus *Mycena*. *Amer. Journ. Bot.*, 22, 1935.

Thirumalachar (M. J.). — A cytological study of *Uromyces Aloës*. *Bot. Gaz.*, U.S.A., 108, 1946.

Valette (G.). — Reproduction et sexualité chez les Ustilaginées. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, 78, 1931.

Vandendries (R.). — Recherches sur le déterminisme sexuel des Basidiomycètes. *Mém. Acad. Roy. Belgique*, 5, 1923.

Vokes (Margaret). — Nuclear division and development of sterigmata in *Coprinus atramentarius*. *Bot. Gaz.*, 91, 1931.

Vuillemin (P.). — Remarques sur les affinités des Basidiomycètes. *Journ. de Bot.*, 7, 1893.

— L'évolution sexuelle chez les champignons. *Rev. gén. des Sc. Nat.*, 1912.

— Les champignons. Essai de classification. *Encycl. Scient.*. Douin édit., Paris, 1912.

Wager (H.). — On the nuclei of the Hymenomycetes. *Ann. of Bot.*, 6, 1893.

— On nuclear division in Hymenomycetes. *Ibid.*, 7, 1894.

— On the presence of centrospheres in Fungi. *Ibid.*, 8, 1894.

— A chromosome reduction in the Hymenomycetes (Report Brit.). *Assoc. Adam Sc. Sheffield*, 1911.

— The development of the basidia in *Tremella* and *Dacryomyces*. *The naturalist* (London), 1914.

Wakayama (K.). — Contribution to the cytology of Fungi. I. Chromosome number in Agaricaceae. *Cytologia*, 1, 1930. — II. Chromosome number in Autobasidiomycetes. *Ibid.*, 3, 1932.

Wang (M^lle^ Dzung Tsing). — Contribution à l'étude des Ustilaginées (Cytologie du parasite et Pathologie de la cellule hôte). *Le Botaniste*, 26, 1934.

WANG (Yun-Chang) et MARTENS (P.). — Sur l'origine de la dicaryophase chez quelques Urédinées. *La Cellule*, 48, 1939.

WHELDEN (R. M.). — Cytological studies in the Tremellaceae I. *Tremella*. *Mycologia*, 26, 1934. — II. *Exidia*. *Ibid.*, 27, 1935. — III. *Sebacina*. *Ibid.* — IV. *Prodontia* and *Tremellodendron*. *Ibid.*, 29, 1937. — A comparative study of basidia and cystidia in *Peniophora livida*. *Amer. Jour. Bot.*, 23, 1936.

WHITE (N. H.). — The development of *Lysurus sulcatus*. *Trans. Brit. Myc. Soc.*, 27, 1944.

WITTLAKE (E. B.). — Hymenial organization of *Sebacina calcea*. *Univ. Iowa Stud., Nat. Hist.*, 17, 1938.

YEN WEN-YU. — Recherches systématiques, biologiques et cytologiques sur les Ustilaginées de Chine. Thèse, Paris. 1937.

YEN HSUN-CHU. — Contribution à l'étude de la sexualité et du mycélium des Basidiomycètes saprophytes. *Ann. Univ. de Lyon, Sc. Nat.*, 1949.

LEGENDES DES PLANCHES HORS-TEXTE

PLANCHE II

Sauf indication contraire les figures des planches II et III ont été dessinées d'après les préparations traitées par la méthode Helly-Feulgen.

Fig. 1. — *Auricularia mesenterica*, baside avec son noyau.

Fig. 2. — *Tremella foliacea*, baside divisée longitudinalement, on compte 6 chromocentres dans les noyaux.

Fig. 3 et 4. — *Calocera viscosa*, 3, baside bifurquée à 4 noyaux, on compte 6 granules; 4, même nombre dans le noyau de la spore. A l'extrémité opposée une vacuole (Nav.-hémat.).

Fig. 5. — *Exobasidium japonicum*, ana-télophase II.

Fig. 6 et 8. — *Craterellus cornucopioides*, 6, baside avec 4 stérigmates; 8, baside avec 2 stérigmates, dont un plus développé que l'autre, 4 noyaux (Nav.-Violet de gentiane).

Fig. 7. — *Cantharellus aurantiacus*, fuseau longitudinal, fin d'anaphase.

Fig. 9. — *Clavaria formosa*, noyaux-fils.

Fig. 10. — *Clavaria rugosa*, télophase II.

Fig. 11, 12 et 13. — *Radulum quercinum*, 11, fin de prophase I; 12, anaphase I; 13, télophase I.

Fig. 14. — *Hydnum repandum*, fin de deuxième division.

Fig. 15 et 16. — *Pleurodon Auriscalpium*, 15, baside avec son noyau; 16, noyaux s'étirant à travers les stérigmates.

Fig. 17 à 20. — *Sarcodon abietinum*, 17, fin de prophase I; noyau aplati entre deux vacuoles; 18, télophase I; 19, télophase II, les fuseaux ont été séparés par la vacuole; 20, télophase II, coupe transversale. Le centre est occupé par la vacuole (Nav.-hémat.).

Fig. 21. — *Mycoleptodon ochraceum*, télophase II.

Fig. 22. — *Polyporus giganteus*, baside avec noyau, vacuole et un globule oléagineux au sommet (Meves-hémat.).

Fig. 23 et 24. — *Polyporus squamosus*, 23, métaphase II, fuseaux très rapprochés; 24, noyaux au moment de la sporulation.

Fig. 25. — *Polyporus intybaceus*, fin de prophase II.

Fig. 26 et 27. — *Phlebia merismoides*, 26, métaphase II, les fuseaux s'entrecroisent; 27, noyaux au moment de la sporulation.

Fig. 28. — *Fistulina hepatica*, télophase II (Meves-hémat.).

Fig. 29 et 30. — *Spongipellis spumeus*, 29, noyau secondaire; 30, télophase II.

Fig. 31, 32 et 33. — *Trametes gibbosa*, 31, fin de prophase I; 32, télophase II (Nav.-hémat.); 33, noyaux effilés.

Fig. 34. — *Polyporus frondosus*, télophase II.

Fig. 35. — *Coriolus versicolor*, télophase II (Nav.-hémat.).

Fig. 36 et 37. — *Ungulina fraxinea*, 36, métaphase II; 37, télophase II.

Fig. 38. — *Ungulina annosa*, télophase II.

Fig. 39 et 40. — *Gomphidius roseus*, 39, fin d'anaphase I, fuseau vertical; 40, les 4 noyaux-fils sont séparés par la vacuole; les fuseaux étaient longitudinaux.

Fig. 41. — *Hygrophorus hypothejus*, prophase I, on compte facilement 8 chromosomes filamenteux, de taille inégale.

Fig. 42 et 43. — *Hygrophorus cossus*, 42, anaphase I; 43, métaphase II, fuseaux très rapprochés.

Fig. 44. — *Lactarius aurantiacus*, fin de prophase I.

Fig. 45. — *Lactarius quietus*, anaphase I.

Fig. 46. — *Lactarius salmonicolor*, métaphase II.

Fig. 47. — *Lactarius tabidus*, fin d'anaphase II, fuseaux très rapprochés.

Planche III

Fig. 1. — *Lactarius mitissimus*, sphérocystes (Nav.-hémat.).

Fig. 2 et 3. — *Russula ochroleuca*, 2, prophase II; 3, télophase II.

Fig. 4 et 5. — *Russula fallax*, deux aspects de la télophase I.

Fig. 6. — *Russula vesca*, anaphase.

Fig. 7, 8 et 9. — *Amanita citrina*, 7, métaphase I; 8, anaphase I; 9, télophase I, d'après la position des noyaux, le fuseau était vertical.

Fig. 10 et 11. — *Amanita muscaria*, 10, aspect de division (Meves-hémat.); 11, télophase II (Nav.-hémat.).

Fig. 12. — *Amanita vaginata*, fin de l'anaphase, le nucléole persiste.

Fig. 13 et 14. — *Psalliota radicata*, 13, anaphase I, fuseau vertical, vacuole; 14, télophase II, une vacuole à chaque extrémité de la cellule.

Fig. 15, 16 et 17. — *Entoloma Bloxami*, 15, fin de prophase I; 16, plaques polaires dans une spore; 17, télophase dans la spore.

Fig. 18. — *Mycena galericulata*, fin de l'anaphase II; en coupe transversale, les images peuvent se confondre avec deux fuseaux munis d'un centrosome.

Fig. 19 et 20. — *Claudopus variabilis*, 19, fin de prophase I; 20, métaphase II.

Fig. 21. — *Lacrymaria velutina*, métaphase II (Nav. hémat.).

Fig. 22. — *Galera spicula*, télophase II, un pont de chromatine dans chaque fuseau.

Fig. 23. — *Marasmius prasiosmus*, métaphase II, les deux fuseaux s'entrecroisent.

Fig. 24 et 25. — *Nolanea hirtipes*, spores, 24, prophase; 25, anaphase.

Fig. 26 et 27. — *Clitocybe brumalis*, 26, fin d'anaphase II (Helly-Feulgen); 27, noyaux au moment de la sporulation (Nav.-hémat.).

Fig. 28. — *Clitocybe cerussata*, noyaux-fils en file.

Fig. 29. — *Rozites caperata*, fin d'anaphase II.

Fig. 30, 31 et 32. — *Mucidula mucida*, 30, télophase I; 31, fin de prophase II; 32, fin de télophase II.

Fig. 33. — *Cystoderma granulosum*, anaphase I.

Fig. 34. — *Cortinarius elatior*, fin d'anaphase I.

Fig. 35, 36 et 37. — *Clitopilus prunulus*, 35, anaphase I; 36, télophase I; 37, télophase II, les nucléoles sont encore présents.

Fig. 38. — *Tricholoma album*, fin de prophase II.

Fig. 39. — *Tricholoma argyraceum*, passage des noyaux dans les stérigmates, les nucléoles semblent s'allonger (Nav.-violet de gentiane).

Fig. 40. — *Inocybe geophila*, fin de prophase I.

Fig. 41 et 42. — *Armillariella mellea*, 41, télophase I (Meves-hémat.); 42, télophase II.

Fig. 43. — *Crepidotus mollis*, fin de prophase I.

Fig. 44, 45 et 46. — *Pleurotus ostreatus*, 44, métaphase II, fuseaux rapprochés; 45, métaphase II, fuseaux éloignés; 46, télophase II, fuseaux entrecroisés.

Fig. 47. — *Pleurotus pulmonarius*, métaphase II, les plaques équatoriales sont vues de face et de profil.

Fig. 48. — *Pleurotus ulmarius*, fin de prophase II.

Fig. 49 et 50. — *Pleurotus colombinus*, 49, anaphase I; 50, télophase II.

Planche IV

Fixateur : Helly. — *Coloration :* Feulgen.

Fig. 1 et 2. — *Tremella foliacea*, 1, baside avec son noyau, chromocentres allongés; 2, baside à 4 noyaux, les cloisons ne sont pas visibles, les chromocentres sont granuleux et leur nombre est de 6.

Fig. 3. — *Tremella mesenterica*, fin de prophase I, on compte 6 chromosomes.

Fig. 4. — *Tremellodon gelatinosum*, fin d'anaphase I.

Fig. 5. — *Russula cyanoxantha*, noyaux du mycélium végétatif.

Fig. 6. — *Entoloma Bloxami*, noyaux issus de la première division du noyau secondaire de la baside.

Fig. 7. — *Gomphidius roseus*, noyaux des cystides.

Fig. 8. — *Polyporus frondosus*, noyau de la baside, on distingue nettement 8 chromocentres. Les nucléoles sont colorés en vert.

Fig. 9. — *Cyphella villosa*, noyau de la baside.
Fig. 10. — *Boletus erythropus*, noyau de la baside.
Fig. 11. — *Russula persicina*, noyau de la baside.
Fig. 12. — *Pleurotus lignatilis*, extrémité de la baside et son noyau.
Fig. 13. — *Gomphidius roseus*, noyau secondaire.
Fig. 14. — *Amanita rubescens*, noyau secondaire.
Fig. 15 et 16. — *Clitopilus prunulus*, 15, noyau de la baside; 16, noyau-fils au moment de la sporulation.
Fig. 17. — *Cortinarius elatior*, noyau secondaire.
Fig. 18. — *Cortinarius torvus*, fin de prophase I. On compte huit filaments.
Fig. 19. — *Crepidotus mollis*, noyau de la baside.
Fig. 20. — *Clavaria pistillaris*, télophase II.
Fig. 21. — *Calocera viscosa*, télophase I.
Fig. 22. — *Exobasidium japonicum*, télophase II.
Fig. 23. — *Thelephora terrestris*, fin d'anaphase I, on distingue deux ponts de chromatine.
Fig. 24. — *Sarcodon abietinum*, noyaux-fils en formation.
Fig. 25. — *Lactarius chrysorrheus*, fin de prophase I.
Fig. 26. — *Russula vesca*, fin de prophase I.
Fig. 27 et 39. — *Acanthocystis geogenius*, 27, fin de prophase I; 39, spores, on compte 4 granules dans chaque noyau.
Fig. 28 et 35. — *Pleurotus conchatus*, 28, anaphase I, 2 chromosomes occupent les pôles du fuseau; 35, télophase I.
Fig. 29. — *Tricholoma sulfureum*, fin d'anaphase.
Fig. 30 et 31. — *Macrocystidia cucumis*, 30, télophase I; 31, télophase II, en coupe transversale.
Fig. 32 et 33. — *Russula fallax*, 32, télophase I; 33, télophase II.
Fig. 34 et 43. — *Pleurotus pulmonarius*, 34, anaphase I; 43, fin de prophase II.
Fig. 36. — *Lactarius salmonicolor*, télophase II.
Fig. 37. — *Polyporus giganteus*, télophase II.
Fig. 38. — *Hygrophorus coccineus*, télophase II.
Fig. 40. — *Lentinus cochleatus*, noyaux à leur arrivée dans les spores.
Fig. 41. — *Bovista gigantea*, noyaux filiformes lors de leur passage à travers les stérigmates.
Fig. 42. — *Mycoleptodon ochraceum*, télophase II.
Fig. 44. — *Pleurotus candidissimus*, télophase I.
Fig. 45, 46 et 47. — *Scleroderma vulgare*, 45, noyau secondaire; 46, télophase II; 47, noyaux-fils.
Fig. 48 et 49. — *Lycoperdon piriformis*, 48, fin de prophase I; 49, noyaux-fils en formation.
Fig. 50. — *Lycoperdon echinatum*, divisions nucléaires dans 5 spores.
Fig. 51. — *Bovista plumbea*, noyaux filiformes.
Fig. 52. — *Anthurus aseroeformis*, télophase II.

Uromyces sedi n. sp.

Par M. Ernest GÄUMANN (Zürich)

■

Lors d'une excursion faite en commun dans les Alpes maritimes (département des Hautes-Alpes), MM. E. Müller, K. H. Richle et l'auteur trouvèrent des écidies sur *Sedum Anacampseros* L., découverte qui se révéla intéressante à deux titres.

Tout d'abord leur structure morphologique était anormale; il leur manquait une pseudopéridie nettement cupuliforme. C'est pourquoi elles avaient, sous la loupe, l'apparence de caeoma. Ensuite leur cycle évolutif était extraordinaire; car leur allure et leur comportement sur les feuilles attaquées laissaient supposer une répétition des écidies. Les jeunes feuilles, qui se renouvellent sans cesse au cours de la période de végétation, portaient constamment de nouvelles écidies, notamment du début de juin à la fin août. Il est peu probable qu'une infection se renouvelant si longtemps provienne de téleutospores. Il est vrai que dans certains cas les pousses sont légèrement déformées; chez ces individus une infection de la pousse avait probablement eu lieu, qui a amené la formation limitée d'un petit mycélium systémique; toutefois ce sont là des exceptions.

Il semble que ce champignon soit largement répandu dans les Alpes maritimes et pas du tout rare. Nous l'avons trouvé à trois places fort éloignées les unes des autres, soit à l'ouest de Névache dans le Briançonnais, à deux endroits au sud de Saint-Véran, dans le Haut Queyras, et enfin aux alentours d'Abriès, dans la Vallée du Guil.

D'ailleurs ces régions paraissent être très riches au point de vue mycologique. C'est ainsi que M. H. Zogg trouva *pour la première fois en France*, au Rif de Flottes, au sud de Saint-Véran (altitude 1980 m.) le *Gymnosporangium Gaeumanni* Zogg (1949) sur des aiguilles de *Juniperus nana* Willd. Celui-ci, contrairement aux autres espèces de *Gymnosporangium*, ne se développe pas selon le type opsis, mais il possède des urédospores, comme l'espèce du nord de l'Amérique, le *Gymnosporangium nootka-*

tense (Trel.) Arth. Son cycle évolutif n'est pas encore connu; il est possible que ses spermogonies et ses écidies se forment sur les feuilles de *Cotoneaster* ou d'*Amelanchier*.

Mais, sur *Sedum Anacampseros*, quel est le cycle évolutif de ce champignon ressemblant à un Caeoma? Notre première idée fut qu'il s'agissait des écidies d'une Puccinie hétéroïque, apparentée à la *Puccinia longissima* Schroet. Notre collaboratrice, M^me^ Sophie Weber, chercha donc en juin 1954 à transmettre le champignon de *Sedum Anacampseros* sur *Koeleria gracilis* et *valesiaca, Festuca amethystina, capillaris, duriuscula, intercendens, pumila* et *trachyphylla*, ainsi que sur *Poa cenisia, fertilis, nemorosa, pratensis, trivialis* et *violacea*, mais sans succès. En ce qui concerne *Koeleria*, ce résultat était clair; car d'après la composition floristique de l'endroit, cette graminée n'entre pas davantage en considération comme hôte intermédiaire des écidies sur *Sedum* que *Diplachne*.

La solution du problème ne fut trouvée qu'à fin août, soit au début de l'automne pour les régions montagneuses, lorsqu'à la face inférieure des feuilles apparurent, au milieu des écidies mûres, des téleutospores du type *Uromyces*. Ainsi ce champignon-ci représente un type entièrement nouveau à l'intérieur du genre *Uromyces*. Nous en donnons la description suivante :

Spermogonies soit seules groupées à la face supérieure des feuilles, soit autour des écidies à la face inférieure des feuilles, couleur de miel, fortement bombées, jusqu'à 140 μ de large et jusqu'à 80 μ de haut, les périphyses de l'orifice saillant au dehors.

Ecidies en grands groupes, mesurant jusqu'à 6 mm. à la face inférieure des feuilles, très serrées, recouvertes d'une fine couche hyaline à la manière des caeoma, couche qui se déchire irrégulièrement à maturité, en libérant le contenu d'un jaune d'or intensif. Pseudopéridies atrophiées, reconnaissables comme telles que dans les parties basales des coupes du microtome (Fig. 1). Les cellules des pseudopéridies sont entre elles lâches et lacunaires, à l'extérieur débordant contre le bas, la plupart du temps ressemblant à une couche extérieure d'écidiospores, quelque peu différente; parois de la face extérieure et intérieure également épaisses. *Ecidiospores* généralement allongées ou elliptiques, souvent irrégulières, 9-34, fréquemment 16-22 μ de long, 8-21, généralement 12-16 μ de large, germant facilement. Paroi incolore, mince, finement, abondamment verruqueuse. Contenu coloré d'orange vif.

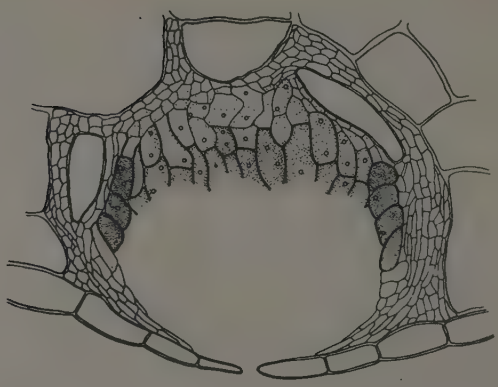


Fig. 1. — *Uromyces sedi* Gm. — Coupe à travers une *écidie* sur *Sedum Anacampseros* L. Grossis. 330 × del. Emil Müller.

Fig. 2. — *Uromyces sedi* Gm. — *Téleutospores* sur *Sedum Anacampseros* L. Grossisement 800 ×.

Sores à téleutospores à la face inférieure des feuilles, apparaissant au milieu des groupes d'écidies. Très petits, moins de 1 mm. de diamètre, parfois confluents, brun noir. *Téleutospores* de forme irrégulière, le plus souvent en ellipsoïde, allongées ou piriformes, 12-36, généralement 19-28 μ de long, 10-29, fréquemment 16-18 μ de large. Paroi relativement mince, épaisse que de 1-2 μ, châtain clair, avec des sillons méridiens peu prononcés, sinon lisses, au sommet avec une papille nettement formée. Pédicelle court, caduc.

Au point de vue systématique ce champignon-ci se trouve tout à fait isolé; car on ne connaît, à part lui, aucun représentant du genre *Uromyces* sur les *Crassulacées;* par contre il existe sur les

Renonculacées, par exemple sur les espèces d'*Aconitum* à fleur jaune, l'*Uromyces aconiti* Fckl., autoïcique, également avec des spores lisses. Sur les *Rosacées*, on a décrit toute une série d'espèces d'*Uromyces* (la plupart qu'imparfaitement connues) ; ainsi, en Europe *Uromyces Antipae* Savul. sur *Rosa lutea* Mill. et *Uromyces urediniformis* (J. Müll.) Diet. sur *Rubus fruticosus* L., puis en Amérique centrale et du sud une série d'espèces d'*Uromyces* sur les représentants du genre *Rubus;* ceux-ci possèdent également des spores lisses.

En outre ce champignon est aussi totalement isolé au point de vue morphologique par ses écidies identiques au Caeoma; de semblables réductions de la pseudopéridie sont par contre connues dans le genre *Puccinia*, par exemple chez *Puccinia cirsii lanceolati* Schroet.

Tranzschel mentionne pour la Sibérie (1929, p. 207) comme nomen nudum un *Caeoma sedi* Tranzschel ined. sur *Sedum purpureum* Link., et émet l'opinion que ce Caeoma pourrait appartenir au cycle évolutif d'une espèce de *Pucciniostele*. Il n'est pas exclu que ce *Caeoma sedi* de Sibérie ne soit apparenté à notre espèce décrite.

Enfin, au point de vue biologique, ce champignon est relativement seul à cause de la suppression des urédospores. Sur d'autres familles d'Angiospermes on trouve, il est vrai, des espèces d'*Uromycopsis*, par exemple *Uromyces ferulae* Juel sur *Ferula communis* L. et *Uromyces verbasci* Niessl. sur *Verbascum phlomoides* L. (par ailleurs cette espèce peut renouveler les écidies, comme notre *Uromyces* sur le *Sedum*). Il n'en reste pas moins que les espèces d'*Uromyces*, qui appartiennent au type opsis, doivent être considérées comme rares.

Le champignon ci-décrit représente ainsi une nouvelle espèce d'un groupe nouveau. Nous aimerions le dénommer : *Uromyces sedi*, et lui donner la diagnose suivante.

Uromyces sedi *n. sp.* Spermogoniis *epiphyllis, in greges magnos aggregatis, vel hypophyllis, circum aecidiis dispositis, intense melleis, usque 140 μ latis, usque 80 μ altis, periphysibus valde erumpentibus munitis.*

Aecidiis *hypophyllis, ingreges magnos (usque 6 mm diam.) dense aggregatis, caemoa-similibus, pariete proprio vix instructis.* Aecidiosporis *subglobosis vel ellipsoideis, 9-34, fere 16-22 μ longis, 8-21, fere 12-16 μ latis; episporio tenui, hyalino, dense et minutissimo verrucoso.*

Soris teleutosporiferis *hypophyllis, e gregibus aecidiorum erumpentibus, parvis, vix 1 mm. diam., interdum confluentibus, atrobrunneis.* Teleutosporis *irregularibus, fere ellipsoideis vel pyriformibus, 12-36, fere 19-28* µ *longis, 10-29, fere 16-18* µ *latis. Episporio tenui, 1-2* µ *crasso, dilute castaneo, levi, interdum irregulariter furcato, papilla hyalina apicali praedito. Pedicello hyalino, brevi, deciduo.*

Habitat in foliis vivis Sedi Anacampseros *L. in Alpibus occidentalibus Galliae.*

BIBLIOGRAPHIE

Tranzschel W. 1939. — Conspectus Uredinalium des URSS. Moscou, 426 pages.

Zogg H. 1949. — Ueber ein neues, Uredo-bildendes Gymnosporangium: Gymnosporangium Gaeumanni n. sp. (*Bull. Soc. Bot. Suisse, 59*, 421-426.)

Institut de botanique spéciale,
Ecole polytechnique fédérale, Zurich (Suisse).

Contribution à l'écopathologie comparée des mycoses à propos d'une nouvelle affection du Lépidoptère Bombyx mori L.

Par C. VAGO (Alès) et Mme J. NICOT (Paris)

■

Les transitions entre le comportement parasitaire et saprophytaire d'un même microorganisme constituent des problèmes souvent évoqués en pathologie comparée. C'est avant tout en vue d'apporter certaines précisions sur le mécanisme de ces transitions que nous rapportons des observations faites sur une mycose du Lépidoptère *Bombyx mori* L., nouvelle maladie de cet insecte qui par ailleurs est économiquement important.

Origine des insectes atteints.

Dans un élevage important de Vers à soie (8 onces de 30 gr. d'œufs correspondant environ à 300.000 individus) effectué à Alès (Gard) au mois de mai 1951, est apparue à partir du 4e âge la « muscardine ». Les éleveurs eux-mêmes ont remarqué que l'aspect des vers n'était pas habituel et l'examen pathologique des larves malades et mortes a montré qu'il ne s'agissait pas de la « muscardine » classique du Ver à soie due à *Beauveria bassiana* (Bals.).

Symptômes anatomo- et histopathologiques.

La maladie se manifeste par un durcissement du corps de la larve avec mort simultanée. Les symptômes ne ressemblent que très grossièrement à ceux des muscardines; ainsi le ver ne prend jamais une teinte rose, mais il devient légèrement jaunâtre. Lors de l'apparition des spores, une couche blanche couvre la larve, mais sa consistance n'est ni cotonneuse, ni farineuse; elle a

l'aspect d'un enduit mince, soyeux, et il est important de noter que cet aspect ne change pas après une sporulation très avancée, comme c'est le cas pour les muscardines.

L'intérieur de la larve présente les caractéristiques classiques des mycoses; le passage du mycélium dans les divers tissus est facile à démontrer histologiquement, ainsi que l'envahissement de tout le corps à partir des fragments libres dans l'hémolymphe. Les méthodes de coloration par le bleu Coton, l'hématoxyline ferrique-héliantine, ainsi que le Gram-huile d'aniline, donnent les meilleurs contrastes.

Isolement et étude de l'agent pathogène.

L'agent pathogène a été isolé de chacune des chenilles examinées et l'on a toujours obtenu la même espèce : *Fusarium moniliforme* Scheld. Il faut noter que la première mise en culture à partir des larves malades est difficile et qu'il est utile d'employer des milieux aux extraits d'œufs d'Insectes (4). De plus, l'isolement doit se faire à partir de fragments de chenilles maintenus sur le milieu, par passages successifs, afin de les débarrasser des souillures bactériennes. Après quelques passages, la souche se maintient aisément.

Macroscopiquement les cultures sur milieux artificiels gélosés (milieux à l'extrait de malt, à la farine d'avoine ou de maïs, à la décoction de pommes de terre), ou sur organes ou fragments de tissus stériles (tranches de pomme de terre ou de carotte, grains de riz), sont caractérisées par un mycélium aérien léger, floconneux, blanc jaunâtre, rosé ou mauve violacé, lisse, vivement coloré dans les tonalités rose lie de vin ou violet pourpre foncé. Les spores sont généralement dispersées sur le mycélium en petites plages pionnotales crémeuses allant du rose saumon à l'orangé. De petits sclérotes vert foncé ponctuent parfois le mycélium.

Microscopiquement on observe à la fois des macroconidies et des microconidies, mais les chlamydospores conidiennes et mycéliennes font défaut. Les macroconidies sont minces, délicates, fusoïdes, presque droites ou légèrement falciformes, aux extrémités amincies, le sommet parfois modérément recourbé en crochet, la base plus ou moins pédiforme. Ces spores comportent en général 3 à 5 cloisons; leur largeur moyenne est constante, voisine de 3 μ, mais leur longueur varie assez largement (35 à 60 μ).

Les microconidies isolées, en fausses têtes ou en chaînes, généralement unicellulaires et de formes variées, sont particulièrement abondantes et dominent nettement dans les prélèvements. Nous pensons d'ailleurs que la variété *minor* caractérisée par une fructification presque strictement microconidienne ne diffère pas essentiellement du *F. moniliforme* typique et on peut s'attendre à ce que, maintenue en culture artificielle, une souche normale s'appauvrisse spontanément en macroconidies.

Reproduction expérimentale.

L'inoculation de 1 m^3 de suspension (eau phis. NaCl à 6 ‰) de conidies à raison de 1 anse de conidies par 1 cm^3 de solution ne reproduit la maladie chez les larves de 4e âge à 22° C. que dans 66 % des cas, ce qui montre une virulence moyenne et une résistance aux réactions de défense humorale et cellulaire assez réduite.

La contamination par badigeonnage avec la suspension des spores, de la litière, des feuilles ainsi que des pattes des larves, montre une dépendance accentuée du milieu. En effet, au cours des infections expérimentales réalisées en chambre climatisée dynamique, la virulence réduite, déjà constatée par inoculation, diminue encore davantage à une température de 20-23° C., avec humidité relative de 60-70 % et avec une vitesse d'aération de 1,2 m^3/ seconde : nous avons constaté une mortalité très tardive n'atteignant que 1 %.

Le même procédé d'infection réalisé à 28° C. avec 90 % d'humidité et une aération de 0,2 m^3/seconde, a provoqué après 6 jours d'incubation une mortalité de 18 % montrant tous les symptômes de la mycose décrite ci-dessus.

Afin de faire ressortir avec précision le facteur « milieu », ces essais de contamination par contact furent organisés en élevages individuels par « box » séparés, répartis en huit séries de 10 individus avec trois répétitions par « type de climat ». Les chiffres communiqués ci-dessus constituent les moyennes de l'ensemble des essais.

Discussion écopathologique et conclusions.

Les propriétés anatomo et physiopathologiques relatées ci-dessus définissent une entité morbide qui est en même temps une nouvelle affection cryptogamique des élevages de Vers à soie.

D'autre part, l'étude bibliographique des fusarioses et particulièrement du mode d'action de l'espèce *moniliforme* révèle certains détails de ce cas intéressant la pathologie comparée.

En effet, *Fusarium moniliforme*, avec sa forme parfaite *Gibberella Fujikuroi*, est essentiellement un champignon des zones tropicales et subtropicales du monde entier : Asie, Amérique, Afrique, Australie, Mélanésie; par contre on l'observe rarement en Europe, et le plus souvent alors sous sa forme *minus*. Il est extrêmement polyphage, et susceptible de vivre en saprophyte participant à la flore banale de l'air et du sol; il est surtout connu, et depuis longtemps déjà, comme un parasite grave des plantes cultivées des régions chaudes. La monographie de Wollenweber et Reinking (5) nous fournit une liste importante des actions parasitaires de *F. moniliforme* ou de sa variété *subglutinans* : pourriture des racines de l'Ananas, pourriture molle du Caféier à Sumatra et maladie des grains à Porto-Rico, pourriture des Caprifiguiers (*Ficus carica*) en Californie. Il est l'agent primaire de la pourriture des racines du Maïs (dans les régions chaudes), du Cotonnier et du Bananier; en outre il provoque la pourriture du sommet des bananes immatures à la Trinidad et dans l'Ouganda, et apparaît comme un des premiers envahisseurs dans la fusariose à *F. vasinfectum* des graines de Cotonnier. Il est responsable de la trachéomycose ou « Pokkah-boeng » de la Canne à sucre à Java, Hawaï, aux Philippines, etc..., et du « Bakanae » du Riz dans toutes ses régions naturelles de production : Japon, Mandchourie, Chine, Indes, Guinée anglaise, Madagascar. On le signale encore comme agent du chancre de l'écorce du Cacaoyer en Indonésie. A ce propos, il est intéressant de noter que des symptômes identiques peuvent être, suivant les localités, provoqués par des espèces de *Fusarium* différentes : le chancre du Cacaoyer est attribué à *F. moniliforme* à Samoa, et à *Hypomyces hematococcus* (*F. solani* var. *eumartii*) aux Philippines. Cette remarque revêt une particulière importance dans le cas du Maïs, culture cosmopolite s'accommodant de conditions climatiques assez variées : si l'agent de la pourriture des racines et des épis est, dans les régions chaudes, *F. moniliforme* (*Gibberella Fujikuroi*), celui-ci, dans les régions tempérées, cède la place à *F. graminearum* (*Gibberella Saubinetti*).

Jusqu'ici le parasitisme des *Fusarium* vis-à-vis des insectes n'a fait l'objet que de travaux rares et limités. Steinhaus (3) leur consacre quelques notations rapides et fait allusion à « une

demi-douzaine d'espèces entomophages identifiées et un nombre considérable d'espèces non identifiées de *Fusarium* en Amérique du Nord ». Dans la note qu'il consacre au parasitisme de *F. lateritium* sur les Phylloxeras gallicoles de la Vigne (2), Morquer réserve deux pages à la révision des espèces de Fusariées entomophytes. On connaît surtout les *Fusarium* pathogènes des Coccides prédateurs des *Citrus : F. coccophilum, F. juruanum* (Wollenweber, Morquer, Steinhaus) ; *F. aleyrodis* (*F. scirpi*) sur *Dialeurodes citri* et *D. citrifolii* (Morquer, Steinhaus) ; *F. larvarum* sur Lépidoptères et Coléoptères en Amérique du Nord et en Europe (Wollenweber, Morquer, Steinhaus) ; *F. solani* (sub. nom. *Lachnidium acridiorum*, Giard, 1891), parasite du Criquet marocain (Morquer).

Quant à *F. moniliforme*, on le rencontre plus ou moins fréquemment, d'après Wollenweber, sur les coccides prédateurs des *Citrus* dans les régions tropicales et subtropicales, mais le parasitisme est attribué à d'autres espèces de *Fusarium* (cf. supra). On le trouve surtout sur des insectes associés aux cultures qu'il parasite. C'est ainsi que Wollenweber le signale en Asie mineure sur les cadavres de l'hyménoptère fécondateur de la figue, *Blastophaga psenes* qui, vivant, est l'agent vecteur de la fusariose des figues; il note également la présence de *F. moniliforme* var. *subglutinans* sur la pyrale du Maïs, *Pyrausta nubilalis*, parasitée par *Beauveria bassiana;* cette même variété est signalée, sans autre précision, sur le Criquet du Sud-Ouest africain : *Nomadacris septemfasciata*. Enfin Bugnicourt (1) a isolé *F. moniliforme* de chrysalide de *Catopsilia crocale* sur Caféier dans le Sud-Annam.

De l'ensemble de ces données se dégage une certitude : l'affinité de cette espèce vis-à-vis des régions tropicales.

De plus, bien qu'aucun cas d'action parasitaire vis-à-vis des insectes n'ait été formellement rapporté, l'association avec ce substratum se montre nettement favorisée par ce climat.

L'action entomopathogène que nous avons constatée sous un climat européen paraît ainsi peu explicable. En cherchant les raisons de cette apparition nous nous arrêtons sur les conditions microécologiques du lieu. En effet, l'élevage de 300.000 larves de *Bombyx mori* signalé ci-dessus s'est déroulé dans une « magnanerie » munie de claies métalliques en étages, avec séparation des étages en compartiments. Malgré une aération paraissant normale, un microclimat très spécial caractérisait le niveau de la

litière, donc celui des larves. Nos relevés ont précisé d'abord une importante différence de température et surtout d'hygrométrie par rapport au climat extérieur. Les courbes comparatives montrent une température élevée avec variations minimes (25 à 28° C.). L'hygrométrie est également très forte et sa constance est encore plus prononcée que celle de la température (86 à 100 %). A ces facteurs s'en ajoute un troisième : un ralentissement du déplacement de l'air qui, dans la microsphère des larves, restait moyennement au-dessous de 0,05 m³/seconde et tendait souvent vers 0. Pour tous ces éléments la litière, composée des restes des feuilles et des déchets d'insectes dans une couche de 6-8 cm. d'épaisseur, constituait un tampon remarquable ayant la propriété d'accumuler et de dégager alternativement aussi bien la chaleur que l'humidité.

Ces précisions écologiques font reconnaître, au niveau des larves, un microclimat essentiellement différent du macroclimat de la région et même de celui de l'Europe. Par contre, une ressemblance remarquable est à noter avec certains climats tropicaux sous lesquels *Fusarium moniliforme* montre une fréquence particulière et une certaine affinité vis-à-vis des insectes.

D'autre part, les conditions qui se sont révélées au cours de nos séries d'expériences d'infection artificielle comme favorisant la pathogénèse de *F. moniliforme* sont analogues à celles détaillées ci-dessus.

De l'ensemble de ces considérations se dégage, d'une façon analytique, le rôle important d'un microclimat spécial, même très limité, dans l'apparition d'un champignon sur un substratum qui ne lui est pas habituel et dans le développement d'une action également non habituelle, voire pathogène.

Ces rapports sont particulièrement à retenir dans le cadre de l'épidémiologie comparée, notamment au sujet de l'étiologie des « points » d'apparition locaux d'une affection nouvelle dans un territoire.

Laboratoire de Pathologie Comparée des Invertébrés.
Station d'Alès (I.N.R.A.).

Laboratoire de Cryptogamie.
Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.

REFERENCES

1. Bugnicourt (F.). — Les *Fusarium* et *Cylindrocarpon* de l'Indochine. *Encycl. Mycol.*, Paris, 1939, t. XI.

2. Morquer (R.) et Nysterakis (F.). — Rôle des Fusariées entomophytes comme destructeurs d'insectes. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, 1944, t. LXXIX, p. 281.

3. Steinhaus (E. A.). — Principles of Insect Pathology. *New-York*, 1949.

4. Vago (C.) et Vasiljevic (L.). — Emploi de l'extrait d'œufs d'insectes pour la culture et l'isolement des cryptogames et bactéries entomophytes. *8e Congrès Internat. Botanique*, Paris, 1954 (en préparation).

5. Wollenweber (H. W.) et Reinking (O. A.). — Die Fusarien. *Berlin*, 1935.

SUPPLÉMENT
A LA REVUE DE MYCOLOGIE

Chronique de l'amateur

■

LECTURES SAISONNIERES

Dégoûté par avance des prix Goncourt, Fémina et autres Renaudot, excédé de nos philosophes qui s'acharnent à tuer notre âme et à désespérer ensuite ce qu'il en reste, rebuté par nos poètes qui sont seuls à savoir ce qu'ils disent, je viens de relire pour me rafraîchir l'esprit le genre Inocybe et le genre Mycena. Les oreilles m'en bourdonnent encore, et ce bain dans la pensée des Deux Grands m'a forcé à réfléchir par moi-même et a engagé mon esprit sur des chemins inaccoutumés, qui sont les seuls qui vaillent. Bien entendu, j'y trébuche et je m'y perds souvent. Mais n'est-ce pas un exercice salutaire de penser des bêtises, de s'en apercevoir et de s'en corriger? Il n'y a que ceux qui ne pensent à rien qui ne se trompent jamais.

Il m'est venu d'abord à l'esprit, la dernière page fermée, une idée un peu amère, que notre cher Pascal eût formulée ainsi : « Quelle vanité que la Mycologie! » Car je vous le demande, y a-t-il une apparence de raison à voir des hommes résolument hors du commun appliquer leur génie à mesurer des spores, à dessiner des cystides ou à méditer sur les origines et les affinités de formes vivantes probablement condamnées à l'inutilité perpétuelle? Un jeune Américain qui me voyait herboriser pendant les vacances me disait : C'est très joli, votre Mycologie, mais à quoi est-ce qu'elle sert?

Elle ne sert à rien, c'est évident. Les conséquences pratiques de la connaissance des Champignons ne méritent pas qu'on en parle. Que plus ou moins de gens s'empoisonnent tous les ans au moyen d'Amanites ou d'Inocybes, c'est sans aucune importance, si l'on songe aux millions d'autres qui s'intoxiquent volontairement avec de l'alcool, de l'opium, du tabac, du haschisch, de la morphine ou du peyotl sans que nous y trouvions à redire.

Quant aux drogues miraculeuses qu'on tire des moisissures diverses, demandons-nous s'il est tellement nécessaire de guérir à tout prix tant de maladies. Je sais bien que nous ne pouvons pas nous en empêcher et que moi-même j'ai déjà usé avec plaisir de la pénicilline. Pourtant, à quoi bon tant soigner nos tristes carcasses quand elles n'hébergent plus que des âmes dégradées, découragées et indignes d'elles-mêmes?

De toute façon, le mieux qu'on puisse dire, c'est que « ça s'est trouvé comme ça », et la Mycologie n'a pas fait exprès. C'est une grande dame très hautaine, et les trésors qu'elle perd chemin faisant ne changent rien à sa nature qui est de connaître les champignons. Tout le reste n'est que haute chimie ou basse cuisine (ou inversement).

Il se peut qu'un jour un nouveau Fleming tire de Mycena tenella ou d'Inocybe pusio quelque substance étrange et inédite, capable de révolutionner une fois de plus notre thérapeutique en attendant la suivante. Cette découverte n'infirmerait en rien mon propos qui est que la Mycologie est un rameau modeste mais certain de la Science la plus pure, au même titre que l'Astronomie. Celle-ci a plus de prestige parce qu'un télescope coûte plus cher et pèse beaucoup plus qu'un microscope, et parce qu'une nébuleuse a le privilège de quelques siècles-lumière. A beau parler qui vient de loin... Mais le monde qui nous entoure est digne d'être connu aussi bien dans les objets minuscules que dans les plus énormes, et ce qu'on examine dans les couloirs du Muséum ne le cède ni en étrangeté ni en importance à ce qu'on peut contempler dans ceux de l'Observatoire de Meudon. Pour un philosophe, c'est tout un.

Et puis, notre nature étant de connaître, la connaissance est un devoir. Il faut avoir l'esprit bien ravagé pour se laisser prendre aux mirages de la technique et aux résultats pratiques de notre activité, qui laissent l'homme tel qu'il est. Le phénomène important, dans l'histoire de la Pénicilline, ce n'est pas qu'elle guérisse le furoncle ou la pneumonie, mais que Fleming ait su isoler une espèce et détecter ses propriétés extraordinaires. Après, c'est de la pharmacie.

Aussi, dans des livres comme le genre Inocybe ou le genre Mycena, je vois beaucoup plus que des répertoires propres à la détermination de quelques cryptogames difficiles, plus même que de hardies constructions destinées à retrouver le sens profond de leur nature. Il y a là pour moi deux hauts-faits de civilisation,

ce qu'on appelle des œuvres « désintéressées » parce qu'elles n'intéressent presque personne. Il faut certes plus de génie pour créer un nouvel Inocybe que pour augmenter les impôts, ce qui est tout l'art de gouverner les peuples. Regrouper les Mycènes est certainement plus subtil que d'entretenir la guerre froide ou chaude, à quoi tant d'imbéciles s'entendent si bien. Et après tout, c'est aussi important. Le genre Mycena, le genre Inocybe, le genre humain, la différence est faible, et il est plus sûr de régner sur les premiers que sur l'autre.

Le plus merveilleux, c'est que les grands esprits qui ont conquis ces grands domaines, au lieu d'en jouir égoïstement, nous invitent à partager leur puissance et nous en donnent les moyens. Pourtant, quelle tentation! J'imagine un vieux bonhomme, vivant tout seul dans une maison des bois avec sa bibliothèque, acquérant peu à peu la connaissance totale de la Mycologie, pénétrant tous ses secrets, s'en gorgeant seul comme un avare de son trésor et par mépris mourant sans rien en laisser à personne. Il n'est pas dit qu'il ne se trouve quelques savants de cette étrange espèce. Mais les nôtres sont plus généreux.

Grâce à eux moi aussi j'ai pu attraper quelques miettes de cette connaissance « qui ne sert à rien ». J'ai distingué ce que d'autres confondent, j'ai vu ce que personne ne sait voir, j'ai su des tas de choses que le commun des hommes veut ignorer. Leur pensée a imprégné la mienne, et qu'à leur suite je me sois exercé à des objets sans importance, ce n'est pas là l'important, mais que je m'y sois exercé.

La devise que j'ai adoptée pour ma vie et que j'inscrirais sur mon blason si j'en avais un (un Inocybe d'azur flanqué de deux Mycènes de gueules sur champ de sable) c'est : *Devenir moins bête*. Il n'est pas sûr que j'y aie réussi, mais j'ai essayé, et je n'aurais rien réalisé de cette ambition insolite si je n'avais chemin faisant trouvé quelque secours dans les travaux de ceux qui ont trois fois plus d'esprit que moi. Je les pille, je les fouille, je les assimile, je les prends pour modèles et, si peu que j'en garde, c'est beaucoup plus que mes erreurs d'avant. Nous devons tous à Descartes et à quelques autres, de savoir penser. Je dois à nos maîtres d'avoir quelque chose à penser et à connaître, et je mourrais bien tranquille si le moment venu je pouvais imaginer que quelqu'un pût en dire autant de moi. Mais je ne suis que l'enfant de chœur de cet immense office, et j'aurai seulement fait tinter la clochette. C'est déjà une excellente part.

G. BECKER.

Mycogastronomie sur le terrain à l'usage des Mycologues

Par le Dr Paul RAMAIN

(*Suite*)

■

Faut-il parler d'une petite, mais très intéressante, famille comprenant — en France et en Europe occidentale — seulement 3 genres (peut-être 4?... avec le rare et nordique *Melanomphalia nigrescens* Christiansen) et 10 espèces de champignons inoffensifs ou comestibles? Oui, car les Boletacées lamellées — peut-être au nom provisoire! — renferment 5 espèces « mangeables », parmi lesquelles une est vendue sur bien des marchés, et 2 sont consommées par beaucoup d'amateurs, l'une de ces deux étant très supérieure à l'autre sur le plan culino-gastronomique, et même *excellente :* nous nommons ici *Gomphidius glutinosus* (Schaeffer) Fries, très apprécié en Haute-Savoie et en Suisse romande sous le nom de « Pied de rhubarbe ». Et ce, à juste titre! Les autres Gomphides sont ou très rares, ou très localisés; encore que *Gomphidius roseus* Fries est *assez bon,* tandis que le commun *Gomphidius viscidus* (Linné) Fries et assez médiocre. Toutes ces qualités ou défauts « de bouche » sans rapports avec la viscosité muqueuse plus ou moins agaçante pour leurs manipulations préparatoires (car ils se « pèlent » facilement, sitôt récoltés) et plus ou moins répugnantes à la vue.

Par contre, des 3 Paxilles dits « comestibles », le plus répandu et même abondant presque partout, le *Paxillus involutus* (Batsch) Fries aux bords tomenteux très enroulés, au chapeau visqueux sur le disque, et à la chair jaunâtre, acidulée, s'il est *sub-toxique à l'état cru* (au moins dans certaines régions), c'est un manger *passable,* lorsqu'il est bien apprêté; même *bon* parfois comme nous vous le démontrerons tout à l'heure en « cuisinant » cette « Chanterelle brune » appréciée dans quelques contrées. Par contre si le *Paxillus panuoides* Fries ne mérite pas les honneurs de la casserole par sa médiocrité (saveur ligneuse ou de mousse), le massif *Paxillus atrotomentosus* (Batsch) Fries, au pied velouté et à la chair molle et aqueuse est *parfois* un manger acceptable... dans les régions où il n'est *pas* amer! Encore une espèce qui présente des « crus » selon le terrain, l'essence ou le microclimat...

Voici donc 10 recettes *personnelles* et inédites pour mieux apprécier ces champignons assez vulgaires et même savourer avec grand plaisir l'un d'entre eux!

I° **Gomphides glutineux, à la Nivolette.** — Une de nos nombreuses manières pour déguster ce peu engageant et super-morveux champignon des conifères, très répandu, parfaitement exquis et mal apprécié — bien à tort — en France.

Acheter chez un bon charcutier 350 gr. de langue de bœuf à l'écarlate *fraîchement* préparée (pour qu'elle soit fondante) et la réserver.

Choisir 1 kilog. 200 de *jeunes*, beaux et *très frais*, sains, Gomphides glutineux dits « pieds de rhubarbe ». Les nettoyer et les *peler* (très facile) aussitôt après la récolte. Les parer, leur *racler* les pieds en supprimant leur partie inférieure jaune vif. Les couper en *gros* morceaux et tronçons.

Dans une casserole — ou un faitout — en *bon émail* (ou, à la rigueur, en cuivre bien étamée), faire chauffer *fortement* un mélange de 50 gr. de beurre frais et de 50 gr. de fine huile d'olive. Mettre vos champignons et les sauter et remuer doucement sur feu *vif* pendant 10 minutes. Leur ajouter alors un *fin hachis* comprenant 30 gr. d'oignon, 1 échalote grise, 1 gousse d'ail et 1 cuillerée à soupe de *chacune* des fines herbes vertes suivantes : ciboule, fenouil et persil *non* frisé; saupoudrer avec poivre du moulin et 1/2 cuillerée *à café* de Paprika rose et doux. Mélanger, *couvrir* et laisser cuire pendant 15 minutes à feu *modéré*. Ajouter alors 1 filet de jus de citron et 1 cuillerée à soupe de bon bouillon dégraissé. Saler, remuer, *couvrir* et finir de cuire à feu *modéré* pendant 15 minutes.

Pendant cette cuisson des champignons préparer la sauce verte Nivolette suivante : éplucher, laver et éponger 35 gr. de fraîches feuilles d'oseille. Les *hacher* grossièrement à la main. — Dans une casserole *en faïence* allant au feu (ou en verre « Pyrex » voire en bon émail) faire fondre doucement 40 gr. de très bon beurre. Ajouter vos feuilles d'oseille, remuer, *couvrir* et cuire lentement *à petit* feu tout en remuant souvent avec la cuiller en bois jusqu'à ce que l'oseille soit bien « fondue ». Verser ce beurre d'oseille dans un bol et tenir *au tiède* sur bain-marie.

Dans la même casserole, remettre 50 gr. de beurre fin, laisser fondre et ajouter 1 *pleine* cuillerée à soupe de farine en remuant sans cesse sur feu *très modéré* de manière à faire *légèrement* blondir. Toujours en tournant, ajouter *peu à peu* la valeur de 14 cuillerées à soupe de très bon bouillon *chaud* et dégraissé. Amener à ébullition puis *couvrir* et laisser cuire à petite ébullition sur feu *très doux* pendant 20 minutes, en remuant souvent. Poivrer au moulin et saler un peu. Incorporer — hors du feu — et intimement votre beurre d'oseille, et 1 cuillerée *à dessert* de persil ordinaire haché. Tenir au bain-marie.

Couper votre langue écarlate en tranches de 1 cm. d'épaisseur. Leur enlever la peau rouge et la graisse qui entoure, puis *recouper* chaque tranche en 4 morceaux réguliers, *en croix*, de manière à avoir 4 carrés. Mettre ces morceaux de langue dans la casserole contenant les champignons; mélanger et faire chauffer *doucement* la langue.

Dresser cet excellent ragoût dans un légumier chaud. Verser dessus votre sauce verte Nivolette vivement remuée. — Servir.

Vin : Alsace Sylvaner *ou* Pouilly blanc-fumé *ou* Neuchâtel blanc pétillant.

II° **Gomphides pieds de rhubarbe, à la Saint-Germain**. — Essayez : c'est exquis!

Faire tremper 500 gr. de pois cassés *bien verts* pendant deux heures à l'eau froide.

Choisir 850 à 900 gr. de *jeunes*, beaux, sains, et *très frais* Gomphides glutineux « pieds de rhubarbe ». Les nettoyer et les *peler* (c'est très facile) aussitôt après la récolte. Les parer, leur *gratter* les pieds (mais oui!... les racler) en supprimant la partie jaune vif inférieure. Les couper en tranches et en rondelles de 1 cm. d'épaisseur, puis les *recouper en dés* de même épaisseur. — Réserver un petit moment au frais.

Verser alors vos pois cassés dans un tamis (ou une passoire) et les laver à grande eau. Les mettre dans une casserole *en faïence* allant au feu (ou en bon émail à fond épais). Les mouiller avec 500 gr. d'eau froide. Ajouter 1 oignon *émincé* et 1 bouquet comprenant sarriette, cerfeuil et persil *non* frisé. Saler, poivrer au moulin, *couvrir* et faire cuire pendant 3 heures *à petit feu* en remuant souvent avec une cuiller en bois et en rajoutant — au besoin — un peu d'eau *chaude* de manière à avoir une purée *assez* épaisse.

Pendant ce temps, dans une autre casserole *en faïence* allant au feu (ou en bon émail) faire *légèrement* colorer 60 gr. d'oignons et 1 belle échalote grise finement *hachés* dans un mélange de 2 cuillerées à soupe de très bonne huile d'arachide *sans goût* et 60 gr. de beurre fin. Ajouter vos champignons coupés en dés et les sauter à feu *vif* pendant 10 minutes. Les assaisonner avec sel et poivre blanc du moulin, mettre 1 bouquet de persil *non* frisé, sarriette, cerfeuil et pimprenelle. Mélanger, *couvrir* et laisser cuire pendant 20 à 25 minutes à feu *très modéré* en remuant de temps à autre la casserole. Réserver à couvert et au chaud.

Vos pois cassés ayant cuit le temps indiqué, les passer en purée à travers un fort et *fin* tamis en nylon (ou métallique) et remettre le tout dans la casserole essuyée. Y ajouter vos champignons *égouttés* — casserole inclinée et *couverte* — de leur excès de cuisson. Retirer le bouquet. Ajouter 3 cuillerées à soupe de très bon jus de veau (ou de poulet) et 3 cuillerées à soupe d'excellente crème double épaisse bien fraîche. Remuer doucement sur *petit* feu pendant 10 minutes;

puis, hors du feu, incorporer *peu à peu* 100 gr. de beurre extra-frais *divisé* en menus morceaux.

Verser le tout dans un légumier chaud. — Servir.

Vin : Rochecorbon *ou* Chavignol *ou* Rully.

III° **Cimier de biche aux pieds de rhubarbe, Belle-Hétaïre.** — Pour les mycogastronomes chasseurs, voici un plat de haute-gueule! Il est parfait, mais demande quelques soins.

Prendre 1 kilog. 500 de cimier (partie postérieure du filet) de biche *fraîchement tuée*. Le battre pour en briser les fibres, le parer et le piquer assez abondamment avec des *tiges fraîches* de sauge. Le mette dans une terrine et l'arroser avec la marinade suivante *refroidie:* mettre dans une casserole *en émail* de qualité (ou en verre « Pyrex »), 3 beaux oignons coupés en rondelles, 2 feuilles de laurier, 1 branche de basilic, 6 clous de girofle, 8 baies de genièvre *écrasées*, 10 grains de poivre noir, 1 pincée de noix muscade râpée, 1 brin de thym, 1 brin d'origan (ou de marjolaine); mouiller avec 2/3 de litre de très bon vin rouge corsé, 1/4 litre d'eau, 6 cuillerées à soupe d'excellent vinaigre *de vin rouge* et cuillerées à soupe de vieille eau-de-vie de marc; *couvrir* et porter vivement à ébullition, puis laisser refroidir à couvert. Laisser la viande mariner au frais pendant 2 ou 3 jours, en la retournant de temps à autre.

Choisir 800 gr. de *jeunes*, très sains et *très frais* Gomphides glutineux « pieds de rhubarbe ». Les nettoyer, les *peler* et leur racler les pieds, leur supprimer la partie inférieure et jaune des pieds et les couper *entiers* — pieds attenant au chapeau — en 2 ou 4 morceaux (suivant leur grosseur). Les mettre dans une casserole quelconque contenant 6 échalotes violettes *finement hachées* et légèrement revenues *sans* colorer avec un mélange de 1 cuillerée à soupe de fine huile d'olive et 70 gr. de beurre frais. Les arroser avec 1 filet de jus de citron, mettre 1 bouquet de persil *non* frisé, romarin, basilic et sauge. Sauter à feu *vif* pendant 6 à 7 minutes, assaisonner avec sel et 1/2 cuillerée *à café* de Paprika rose et doux, mélanger, *couvrir* et faire cuire pendant 25 minutes sur feu *doux* en remuant de temps en temps. Tenir au tiède et à couvert.

Mettre le reste de la marinade dans un bol, sur bain-marie *non* bouillant.

Couper en *petits dés* 75 gr. de bon lard *gras* et frais et 75 gr. de lard *maigre* de poitrine. Les mettre dans une grande casserole avec 1 cuillerée à soupe de fine huile d'olive. Faire chauffer un peu en remuant, ajouter votre filet de biche et l'arroser avec 60 gr. de très bon saindoux *chaud*. Porter la casserole *découverte* dans le four *bien chaud* et faire rôtir pendant 1 heure 5 minutes, en retournant la viande de temps à autre tout en l'arrosant de temps en temps avec un peu de sa marinade tenue au tiède.

Pendant ce temps, dans une casserole haute en *faïence* allant au feu (ou en bon émail à fond épais) faire *blondir* la valeur de 1 pleine cuillerée à soupe d'oignon *finement* haché avec 60 gr. de beurre fin, saupoudrer avec 60 gr. de farine tamisée et, en remuant, faire *brunir* le tout; puis, sans cesser de tourner avec cuiller en bois, mouiller *peu à peu* avec votre 1/2 litre de marinade tenue *au tiède*, en ajoutant 1 petit bouquet de queues de persil, sauge et basilic; sel fin, 1 *forte* pincée de Paprika rose et doux puis 1 gousse d'ail *râpée*. Amener doucement à l'ébullition et laisser cuire *à petit* feu pendant 30 minutes. Tenir au chaud sur bain-marie.

Votre viande ayant cuit le temps indiqué, la retirer du four et lui ajouter vos champginons étuvés avec leur cuisson. L'assaisonner avec sel et poivre du moulin, *couvrir* et finir de cuire le tout au four *bien chaud* pendant 15 à 18 minutes.

Couper très finement aux ciseaux la valeur de 2 cuillerées à soupe de ciboulettes.

Remettre votre sauce brune et parfumée sur feu *doux*, ôter le bouquet et lui incorporer intimement la valeur de 1 cuillerée à soupe de bonne gelée de myrtilles (airelles noires) et votre ciboulette.

Dresser votre filet de biche dans un plat creux et bien chaud. L'entourer avec les champignons. Napper le tout avec *un peu* — environ 1/3 — de votre sauce Belle-Hétaïre [personnelle et inédite] vivement fouettée. — Servir, en envoyant à part le reste de la sauce dans une saucière chaude.

Vin : Richebourg *ou* Château Haut-Brion *ou* Côte-Rôtie.

IV° **Rognons de veau aux gomphides roses, Lorette.** — Une succulente recette pour apprécier les peu communs et jolis Gomphides roses, rarement assez abondants pour en faire un plat, à eux seuls! — Prendre 3 beaux, fermes et très frais rognons de veau. Les nettoyer en les gardant *entiers*, mais les parer en leur laissant tout autour une petite couche de graisse ayant, environ, 1/2 cm. d'épaisseur.

Choisir — quand on en trouve! — 400 gr. de *jeunes*, très frais, *très sains* et agréables Gomphides roses, n'ayant pas (autant que possible) les feuillets hyméniaux bistre olivâtre. Les nettoyer, les *peler* — facile — leur supprimer la partie inférieure des pieds et gratter le restant des pieds. Couper les chapeaux en 2 ou 4 morceaux et leur pied en 1 ou 2 tronçons. Les mettre dans une casserole *en bon émail* contenant la valeur de 1 bonne cuillerée à soupe d'échalotes violettes finement *hachées* et « fondue » doucement, *sans* colorer, avec 40 gr. de beurre fin. Les arroser avec 1 filet de jus de citron et mettre 1 bouquet de basilic, estragon et romarin (ou marjolaine). Remuer, *couvrir* et les cuire pendant 6 à 8 minutes sur feu *vif* en les sautant et remuant la casserole; puis les assaisonner avec sel, poivre du moulin et 1 prise de Paprika rose et doux, remuer, *couvrir* de nou-

veau et faire cuire à feu *modéré* pendant 10 minutes, en remuant un peu. Tenir à couvert et au chaud.

Pendant ce temps, faire *bien chauffer* 60 gr. d'excellent beurre dans une cocotte *en terre* vernissée allant au feu; ajouter alors vos 3 rognons de veau entiers assaisonnés chacun avec sel fin, poivre du moulin et Paprika rose et doux, puis *sans* couvrir la cocotte, porter au *four très chaud* et les faire cuire et dorer pendant 15 à 18 minutes en les retournant un peu.

En même temps, dans une petite casserole *en faïence* (ou en émail) faire simplement chauffer *à couvert* (sans bouillir) la valeur de 8 cuillerées à soupe d'excellent vin blanc corsé et parfumé.

Votre cocotte étant restée au four le temps indiqué, la mettre *sur* le fourneau *chaud* et verser sur les rognons votre vin *chaud*. Faire bouillir vivement pour réduire *de moitié*, à la valeur de 4 cuillerées à soupe, au plus. Ajouter vos champignons avec leur cuisson et leur bouquet; *couvrir* la cocotte et continuer la cuisson au *four moyen* (assez chaud) pendant 22 à 24 minutes. Retirer du four, ôter le bouquet, verser dans la cocotte 4 ou 5 cuillerées à soupe de très bon jus brun de veau, et mettre sur feu *modéré* pendant 2 à 3 minutes. Ajouter la valeur de 1 cuillerée à soupe de persil *non* frisé très finement coupé aux ciseaux et *couvrir* la cocotte. — Servir tel quel.

Vin : Bouzy rouge *ou* Volnay *ou* Saint-Nicolas de Bourgueil *ou* Arbois rosé.

V° **Gomphides visqueux, à la Visconsin.** — Essayez cette recette, et vous verrez que ces « gros clous rouillés » si communs, ayant peu d'amateurs, valent parfois mieux que leur réputation de médiocrité!

Prendre 350 gr. de tête de veau *déjà blanchie* — et sans langue —; la frotter de citron et la cuire *à couvert* pendant 1 heure 15 minutes dans une casserole (ou un faitout) *en bon émail* contenant moitié eau, moitié vin blanc sec, 4 échalotes grises *émincées*, sel, 4 grains de poivre et un hachis composé de 50 gr. de panais, 50 gr. de céleri branche et 50 gr. de cerfeuil, à *feu* doux et à petite ébullition régulière.

Prendre 3 piments *doux* (poivrons) d'Espagne, bien gros : 1 vert, 1 jaune et 1 rouge. Les partager, leur ôter la tige et toutes les graines, les couper en *fines lanières*. — Réserver.

Choisir 800 à 900 gr. de *jeunes*, très frais et sains Gomphides visqueux, à chapeau brun pourpre cuivré et à chair jaune ocracée. Les nettoyer, les parer *sans* peler les chapeaux, leur gratter la cortine et les pieds, leur supprimer la moitié inférieure des pieds. Couper les chapeaux en 2 ou 4 morceaux et les pieds restant en rondelles.

Dans une casserole faire légèrement revenir 4 échalotes grises *hachées* avec 6 cuillerées à soupe de fine huile d'olive *fruitée*. Ajouter les piments doux coupés en julienne et vos champignons. Mélanger,

couvrir et faire cuire pendant 20 minutes à feu *modéré* en sautant souvent. Assaisonner avec sel fin, poivre du moulin et 6 grains de coriandre *pulvérisés*. Ajouter 1 cuillerée à soupe de *chacune* des plantes fraîches suivantes finement *hachées :* panais, cerfeuil et persil ordinaire. Mouiller avec 2 cuillerées à soupe de vieux vin de Madère et 2 cuillerées à soupe de sauce-*coulis* bien rouge de tomate. Remuer, *couvrir* et laisser cuire pendant 30 minutes à feu *doux*, en remuant de temps à autre.

Pendant ce temps, retirer votre tête de veau cuite de son court-bouillon et la couper en *très petits morceaux* de 1 cm. à 1 cm. 1/2 de côtés sur 1/2 à 2/3 cm. d'épaisseur. Joindre ces dés de tête de veau aux champignons, mélanger, *couvrir* et laisser encore mijoter à feu *très doux* pendant 15 à 18 minutes. Incorporer alors la valeur de 1 cuillerées *à café* de « Harwey sauce » (ou, à défaut, de « Worcestershire sauce »). Mélanger rapidement. Verser le ragoût dans un légumier chaud. — Servir.

Boisson : Bière brune de qualité.

VI° **Gomphides visqueux, à la Douvainoise.** — Simple, original et... bon!

Choisir 900 gr. de *jeunes*, très frais et sains Gomphides visqueux « clou rouillés ». Les nettoyer, les *peler* (facile... mais n'enlevez pas trop de chair piléique attenante!), les parer, leur supprimer la partie inférieure des pieds. Couper les chapeaux en 2 ou 4 morceaux et les pieds en 2 ou 4 tronçons. Réserver un moment au frais.

Nettoyer et *couper finement* aux ciseaux la valeur de 1 *pleine* cuillerée à soupe de *chacune* des herbettes suivantes : ciboulettes et persil *non* frisé. Mélanger.

Eplucher et couper en *lames minces* 250 gr. d'oignons. Réserver à couvert.

Nettoyer, parer et *hacher grossièrement* à la main (ou couper aux ciseaux) la valeur de 6 cuillerées à soupe de frais cresson de fontaine. — Réserver à couvert.

Dans une sauteuse faire fondre 80 gr. de beurre frais, sitôt bien chaud, ajouter vos champignons et les sauter et remuer sur feu *vif* pendant 5 à 6 minutes. Les arroser avec le jus de 1/2 citron, ajouter votre hachis de ciboulettes et persil; assaisonner avec sel, poivre du moulin (assez) et 1 petite pincée de muscade râpée. Mélanger, *couvrir* et laisser cuire lentement, à feux *doux*, pendant 40 minutes.

Un peu avant la fin de la cuisson des champignons, faire fondre dans une *poêle* très propre 45 gr. de beurre fin, ajouter vos oignons émincés et les remuer sur feu *modéré* de manière à les colorer à belle couleur *blonde dorée* sans toutefois les trop brunir. Saler, poivrer au moulin et déglacer avec 1 cuillerée à soupe de bon vin blanc sec. Verser le tout dans la sauteuse contenant les champignons.

Mélanger, *couvrir* et laisser étuver sur feu *doux* pendant 5 minutes. Ajouter votre cresson. Remuer pendant 1 minute. Verser le tout dans un légumier chaud. — Servir.

Vin : Crépy pétillant *ou* Saint-Pourçain.

VII° Paxilles, à la Valpurgis. — Ce n'est ni un nocturne, ni un ballet, mais une très agréable façon d'accommoder — et d'apprécier — un de nos plus communs champignons, peu estimé, assez quelconque il est vrai et, de surcroît, toxique à l'état cru!...

Préparer d'abord 1/2 litre de bonne sauce Béchamel *assez serrée*, condimentée avec de la muscade râpée et un petit peu de coriandre *pulvérisée* finement. — Réserver.

Choisir 1 kilog. 200 de *jeunes* — capital! — et très frais Paxilles enroulés « chanterelles brunes » ayant encore la chair ferme et cassante. Les bien nettoyer, les *peler* (c'est facile), leur racler les pieds et supprimer leur base. Les couper en morceaux ou en tranches et rondelles *assez épaisses* de 1 cm. à 1 cm. 1/2 d'épaisseur. — Les mettre aussitôt *à sec* dans une grande casserole — ou un faitout — *en bon émail* (ou, à la rigueur, en cuivre bien étamé); les arroser avec le jus de 1/2 citron, *couvrir* et faire rendre leur eau de végétation pendant 10 minutes sur feu *assez vif* en remuant constamment la casserole. Les bien égoutter sur un tamis.

Prendre 500 gr. de petits radis roses — si possible demi-longs — et les nettoyer, les laver et ne garder que les racines bien parées mais *non* pelées. Les détailler en rondelles de 1/2 cm. d'épaisseur. — Réserver dans un saladier.

Dans la casserole ayant déjà servie aux champignons et bien essuyée, faire fondre *doucement* 150 gr. de beurre fin et y faire revenir *sans* colorer un *hachis* comprenant 75 gr. d'oignons, 1 gousse d'ail 1/2, 1 cuillerée à soupe de *chacune* des 3 fines herbes suivantes: ciboulettes, persil ordinaire et pimprenelle. Ajouter vos radis émincés en rondelles et les sauter sur feu *doux* pendant 5 minutes. Mettre alors vos champignons bien égouttés; assaisonner avec sel, poivre du moulin et 1 pincée de coriandre pulvérisée. Bien mélanger, *couvrir* et cuire le tout, à l'étuvée, sur feu *doux* pendant 50 à 60 minutes.

Pendant ce temps, émincer puis hacher *très finement* 125 gr. de bon jambon rose cuit. Réserver dans un bol à couvert.

Préparer la sauce Valpurgis [personnelle et inédite] suivante : nettoyer et *hacher finement* la valeur de 2 cuillerées à soupe de *chacun* des 3 éléments suivants : radis roses lavés et épluchés, jambon rose cuit et échalotes violettes; ainsi que la valeur de 1 cuillerée à soupe de ciboulettes. Faire revenir le tout *sans* colorer dans une casserole *en faïence* allant au feu (ou en verre « Pyrex ») avec 40 gr. de beurre fin. Mouiller avec 12 cuillerées à soupe de bon bouillon blanc de veau *chaud* et avec 12 cuillerées à soupe de très

bon vin blanc sec d'Alsace (ou de Savoie). Assaisonner avec sel, poivre blanc du moulin, 1 petite pincée de coriandre pulvérisée; remuer, *couvrir* et amener à ébullition puis *découvrir* et remuer sur feu *vif* pour réduire au moins *de moitié* le liquide. Ajouter alors votre 1/2 litre de sauce Béchamel tenue en réserve et, en remuant avec une cuiller en bois, faire bouillir sur feu *vif* pendant 5 minutes. Retirer du feu et incorporer *intimement* 1 cuillerée *à dessert* de moutarde jaune forte de Dijon, 1 cuillerée à soupe de persil ordinaire haché et 1 cuillerée à soupe de cerfeuil haché.

Verser cette sauce dans la casserole contenant votre ragoût de champignons aux radis, en ajoutant vos 125 gr. de jambon rose haché. Bien mélanger le tout. Dresser dans un légumier chaud. — Servir.

Vin : Alsace-Kitterlé *ou* Jasnières *ou* vin blanc de Cassis-sur-Mer.

IX° **Paxilles au céleri, Korrigan.** — Une heureuse alliance et un agréable contraste!

Prendre 450 gr. de céleris-côtes très blanc et fermes. Les éplucher, leur bien ôter les filaments, les couper en morceaux de 3 à 4 cm. de long. sur 1 cm. 1/2 à 2 cm. de large. Les cuire *à découvert* dans 2 litres d'eau *bouillante* avec 1 cuillerée à soupe de jus de citron et 1/2 cuillerée à bouche de gros sel, sur feu *vif* pendant 40 à 45 minutes. Les bien égoutter sur un tamis de crin. Réserver à couvert dans un saladier.

Choisir 850 gr. de *jeunes* — capital! — très frais et très sains Paxilles enroulés « chanterelles brunes ». Les bien nettoyer, les *peler*, les parer et leur supprimer la base des pieds. Les couper en tranches et rondelles *épaisses* de 1 cm. à 1 cm. 1/2. Les mettre aussitôt dans une casserole en *bon émail* avec seulement 30 gr. de beurre fin, les arroser avec 1 filet de jus de citron; *couvrir* et les faire cuire sur feu *assez vif* pendant 10 minutes seulement, en sautant et remuant de temps à autre. Les bien égoutter sur un tamis de crin.

Dans leur casserole essuyée, faire « fondre » doucement *sans* colorer, la valeur de 3 cuillerées à soupe d'oignons et 1 gousse d'ail *finement hachés* avec 80 gr. de beurre fin. Remettre vos champignons égouttés, les assaisonner avec sel fin et *assez* de poivre du moulin; mettre 1 bouquet de persil *non* frisé, cerfeuil et serpolet; les arroser avec 2 cuillerées à soupe de très bon vin blanc sec; *couvrir* et faire cuire pendant 20 minutes sur feu *doux* en sautant et remuant un peu. Ajouter alors vos céleris bien égouttés, mélanger doucement et tenir au tiède, à couvert.

Pendant ce temps, préparer la sauce Korrigan suivante : dans une petite casserole faire fondre *sans* colorer 20 gr. d'échalote grise *finement émincée* (mais non hachée) avec 20 gr. de beurre fin. Tenir à couvert et *au tiède* sur bain-marie.

Mettre dans un bol la valeur de 10 cuillerées à soupe de bon fro-

mage de Parmesan *râpé* finement. — Dans une casserole *en faïence* allant au feu (ou en bon émail), faire un roux *blanc* avec 60 gr. de beurre fin et 45 gr. de farine tamisée, assaisonner avec sel fin, soupçon de muscade et 1/2 cuillerée *à café* de bon Curry en poudre. Toujours en tournant sur feu *doux*, mouiller *peu à peu* avec 15 cuillerées à soupe de lait bouilli *chaud*, puis ajouter votre fondue d'échalote déglacée avec 1 cuillerée à soupe de lait bouilli *chaud*. Amener à ébullition puis laisser mijoter pendant 5 minutes. Incorporer *intimement* votre fromage Parmesan râpé et retirer *aussitôt* du feu, et y mélanger intimement la valeur de 1/2 cuillerée à soupe de moutarde blanche et forte d'Orléans (ou de Dijon).

Remettre la casserole contenant votre ragoût de champignons et céleri sur feu *très doux*. Oter le bouquet et y verser votre sauce Korrigan. Bien mélanger doucement. Vérifier l'assaisonnement. Dresser dans un légumier chaud. — Servir.

Boisson : Cidre de qualité *ou* Bière blonde de Pilsen.

X° Paxilles velouté noir, à la Killarney. — Et pourquoi pas manger ces robustes champignons lignicoles — quand ils ne sont pas trop amarescents! — apprêtés en un mets de haut-goût? Essayer cette originale recette, vous en serez stupéfaits et satisfaits : une fois n'est pas coutume.

Commencer par *hacher finement* à la main 60 gr. de feuilles jeunes et *fraîches* de Menthe poivrée (ou de Menthe pouliot), bien lavée et bien épongée. Diviser en 2 lots égaux de 30 gr. chacun. — Réserver à couvert. — Nettoyer et *couper très finement* aux ciseaux 5 gr. de feuilles fraîches d'estragon, puis, *séparément*, 5 gr. de feuilles fraîches de fenouil-aneth. — Réserver de même.

Faire 1/4 litre de bonne sauce Béchamel *assez serrée* condimentée avec 1 prise de Curry en poudre et avec vos 5 gr. de fenouil finement hachés. — Réserver.

Choisir environ 1 kilog. de *jeunes*, très sains et très frais, compacts Paxilles tomenteux à pied noir et velouté des bois de pins. Les bien nettoyer, les parer, les *peler* ±, leur racler les pieds et leur en supprimer la moitié inférieure. Les blanchir (parfaitement!) pendant 5 minutes dans de l'eau *bouillante* salée et légèrement citronnée. Les bien égoutter et les essuyer. Les couper en tranches et rondelles *assez minces* de 2/3 à 1 cm. d'épaisseur. Les mettre dans une casserole *sans* aucun corps gras, tel quel; *couvrir* et, en sautant et remuant sur feu *assez doux* pendant 7 à 8 minutes, leur faire rendre l'eau de végétation. Les bien égoutter, sur un tamis. Les mettre dans une casserole *en bon émail* (ou en terre vernissée allant au feu) contenant 100 gr. de beurre frais fondu et 60 gr. d'oignons *hachés*. Les assaisonner avec sel, poivre du moulin et 1/2 cuiller *à café* de Curry en poudre. Ajouter 150 gr. de viande de porc *frais*, cru, découpée *en*

lanières — ou filets —, ainsi que 1 bouquet de sauge, basilic et fenouil. Bien mélanger, arroser avec 1 filet de jus de citron, *couvrir* et faire cuire sur feu *doux* pendant 1 heure 30 minutes.

Pendant ce temps, éplucher 300 gr. d'oignons et les couper en *tranches minces*. Faire bouillir *à couvert* 1/2 litre d'eau légèrement salée avec 30 gr. (la moitié) de vos feuilles de menthe hachées et réservées et 5 cuillerées à soupe de très bon vin blanc sec, le tout dans une casserole *en émail* (ou en faïence allant au feu); sitôt *en ébullition*, y jeter vos oignons émincés, *couvrir* et faire cuire le tout sur feu *modéré* pendant 20 minutes. Egoutter fortement dans un linge blanc en « tordant » les extrémités au-dessus d'un saladier. Réserver 2 cuillerées à soupe de ce liquide parfumé et les verser dans la casserole contenant le ragoût de champignons; *couvrir* et laisser cuire comme indiqué ci-dessus. — Ensuite passer les oignons bien égouttés au moulin à légumes, puis *encore* à travers un tamis *fin*. Bien recueillir toute cette purée (y compris celle restée accrochée sous le tamis) dans un autre petit saladier et la mélanger *intimement* à votre 1/4 litre de sauce Béchamel. Lui incorporer, en remuant sur feu *doux*, votre estragon haché tenu en réserve et la *seconde moitié* (soit 30 gr.) de votre hachis de feuilles de menthe délayée dans le jus de 2 citrons et 1 *bonne* prise de sucre en poudre. Tenir cette sauce verte Killarney [personnelle et inédite] à couvert sur bain-marie, en attendant la cuisson des champignons terminée.

Votre ragoût de paxilles étant à point, ôter le bouquet et lui incorporer 8 cuillerées à soupe de la sauce à la menthe. Bien mélanger et dresser dans un plat creux et chaud. Napper avec *le restant* de votre sauce Killarney chaude et vivement fouettée. — Servir.

Boisson : Eau gazeuse *ou* Menthe à l'eau.

Après cela, nos excellents collègues ès-mycologie et mycophagie vont nous accuser, sous le fallacieux prétexte de « mycogastronomie », de leur faire ingurgiter les plus mauvais champignons habillés d'une sauce « à faire passer le poi...son »! Bien sûr que non, ou plutôt, « peut-être bien que oui »? Car nous vous proposons de déguster ensemble — un jour — certains Cortinaires, certaines Russules et certains Lactaires parmi les plus diaboliques, apprêtés de telle manière, que nous mettons *au défi* le plus savant mycologue et le plus gourmand mycophage de reconnaître l'espèce — voire le genre — qu'il absorbera *avec plaisir*... qui plus est!

Dr Paul Ramain

(A suivre.)

La Chronique anecdotique

de CAMILLE FAUVEL

■

VARIATIONS SANS FIN SUR UN THEME CONNU

(Suite)

Dans un article du *Bulletin suisse de Mycologie*, Mme Marti nous conte qu'étant allée cueillir les derniers champignons de la saison sur les hauts versants helvétiques où la neige commençait à tomber, elle a attrapé un léger lombago qui l'a obligée de garder la chambre. Elle ne peut se livrer qu'à un court voyage autour d'icelle. Accompagnons-la.

...Car que faire en un gîte, à moins que l'on ne songe.

Mais songer à quoi, je vous le demande, pour une mycologue, si ce n'est aux champignons et à la revue qui leur consacre ses pages, c'est-à-dire à la *Revue de Mycologie*. C'est ce que fait notre recluse qui a un mot gracieux pour les collaborateurs habituels de son Supplément.

Le premier et le plus largement nommé, comme il se doit, est G. Becker : « En lisant ses articles, dit l'aimable malade, vous aurez le sourire perpétuel. » Et dans une très fine analyse elle énumère des qualités de fond et de forme, que nous connaissons tous; pour terminer par ce conseil : « Si vous voulez passer quelques moments agréables lisez *La Vie privée des champignons*, vous en serez ravie comme moi, j'en suis sûre. » Mme Marti ne connaît sûrement pas *Essai d'une Mycologie* (1) du même auteur, où la plus originale documentation scientifique s'allie à une large dose de philosophie platonicienne, parfois un peu désabusée. Mais l'esprit ne perd jamais ses droits. Modestsment appelée *petites définitions*, une série d'haï-kaï restera aussi célèbre que d'aucuns quatrains de Pibrac :

Amanita phalloides. C'est le diable qui sort d'un œuf. L'oronge : De gueules en chef abîmé d'or à pointe d'argent. Russula lepida : Et si je vous montrais mes cystides!...

La science mycogastronomique du Dr Paul Ramain y est vantée comme il convient, avec le regret que « sa haute gastronomie ne soit malheureusement pas accessible à chacun. » C'est la rançon des

(1) Tirage à part de la Société d'Emulation du pays de Montbéliard.

grandeurs que cette difficulté, qui n'existe pas toujours heureusement.

Et en regardant bien, vous m'y verrez aussi, figurant dans ma petite niche, malgré ma profonde indignité. [*All my thanks, dear Madam!*]

Ensuite, par une association d'idées, non indiquée, mais facile à deviner, notre péripatéticienne en chambre en vient à songer à ce concours de notre Revue qui servit à désigner les meilleurs champignons comestibles. Et les naturalistes d'Oyonnax ne sont pas oubliés, encore moins leur brillant animateur, lauréat du concours, notre sympathique ami V. Piane. On se souvient que le champignon, choisi par la majorité des suffrages, avait été le *Tricholoma Georgii*. Cette cryptogame est commune en Suisse. M^me^ Marti la trouve de fort mauvaise qualité avec une chair ligneuse. Par contre *Camarophyllus marzuolus* est bien le meilleur des champignons (alors que pour V. Piane, il est médiocre et à saveur raphanoïde et que le D^r^ P. Ramain le trouve fade). Toutes ces divergences, et beaucoup d'autres, avaient été résumées d'un mot par ce dernier, dans un de ses articles: « Il existe des crus de champignons. »

Et pour terminer, une aventure qui aurait pu être tragique. M^me^ Marti trouve un jour, une oronge, très rare en Suisse, mais marquée par un bâton fiché en terre, avec un chiffon à son extrémité. Que signifiait cette marque? Celle d'une *chasse gardée* de champignons; un signe d'appropriation, un *noli me tangere* impératif d'un ramasseur qui n'allait pas tarder à revenir? Tout simplement qu'il y avait là, à fleur de terre, une mine qu'on avait pas eu le temps de désarmorcer. Les champignons ne redoutent point les engins explosifs. Il en est de même des cueilleuses qui savent glisser sur l'herbe, de ce pas léger dont Virgile voyait marcher les déesses. Pour moi qui ai doublé le cap redoutable des cent kilogs, l'aventure n'aurait pu que se terminer par le *grand saut*. Et qu'inscrire sur la pierre si ce n'est : « Victime d'une amanite impériale. » Afin sans doute d'intriguer les mycologues du prochain siècle, passant devant la stèle, lors du traditionnel pèlerinage, le jour des Trépassés.

*
**

Le même Bulletin suisse de Mycologie donne la liste des champignons vendus au marché de Lausanne en 1953. Je pense que comme moi, nos lecteurs y prendront beaucoup d'intérêt et y puiseront de précieuses indications. D'ailleurs, cette revue n'est pas la seule en Suisse à publier la liste des espèces de champignons contrôlés officiellement sur des marchés.

L'exemple de voisins, plus avisés que nous, ne saurait manquer d'avoir pour effet de mettre fin à des méfiances injustifiées contre de bonnes espèces comestibles, dédaignées bien à tort.

Marché aux champignons à Lausanne 1953

Genres	Nombre d'espèces	Poids en kg.
Armillariella	1	1.948
Bolets secs	1	1
Boletus	12	3.354
Cantharellus	5	4.283
Champignons de couche	1	26.021
Cladomeris	1	4
Clavaria	3	112
Clitocybe	6	550
Clitopilus	1	86
Coprinus	1	22
Cortinarius	8	1.026
Craterellus	1	630
Gomphidius	2	25
Gyromitra	1	2
Helvella	3	48
Hydnum	2	302
Hygrophorus	13	2.137
Lactarius	1	100
Lepiota	2	112
Lycoperdon	2	30
Marasmius	1	274
Mitrophora	1	1/2
Morilles séchées	1	1/2
Morchella	2	112
Peziza	3	23
Pholiota	1	213
Pleurotus	1	1/2
Polyporus	2	129
Psalliota	5	344
Tremellodon	1	1/2
Tricholoma	18	2.951
Total..	103	44.841

En outre, il a été contrôlé chez les grossistes et dans les magasins :

Champignons de couche	29.859 kg.
Bolets secs	1.199 kg.
Gyromitres sèches	74 kg.
Total..	31.132 kg.

L'Expert local : *Ch. Musy.*

La première remarque qu'il ne faut pas manquer de faire, c'est qu'il a été vendu près de 2.000 kg. d'*Armillaria mellea*. Nos voisins ne laissent pas perdre ce champignon — très commun en France — et si agréable lorsqu'il est bien préparé. M^me^ Marti nous dit dans une de ses causeries, qu'avec un hachis d'échalotes, elle fait un potage (ainsi qu'avec *Pholiota mutabilis*), mais en ajoutant un hachis de persil. [La Cuisine française interdit l'adjonction de persil aux potages et le remplace par quelques *chiffonnades* (rarement) et presque toujours par des pluches de cerfeuil — feuilles sans tige ajoutées au dernier moment — mais, vérité en deçà du poteau frontière...]

On y verra qu'il a été vendu 12 espèces de bolets, c'est-à-dire à peu près toutes les espèces communes figurant dans les atlas. Mais combien de ces espèces sont dédaignées chez nous!

Pour dénicher les 5 espèces de *Cantharellus* et les 13 espèces d'Hygrophores, dans les forêts et prairies du Sud-Ouest, il faudrait bien une compagnie d'infanterie et je doute que le nombre soit atteint malgré ce déploiement de chercheurs.

On a vendu 5 espèces de *Psalliota*. Il y en a quatre qui nous viennent de suite à l'esprit. Quelle est la cinquième? A moins que l'on ait élevé au rang *d'espèce* quelques variétés de *campestris*, cela ne peut être, je suppose, *Psalliota xanthoderma*, dont l'odeur est presque nauséabonde, après cuisson. Par gageure, j'en ai consommé, un beau jour, un kilogramme net, pour bien montrer que cet agaric jaunissant n'était nullement indigeste. J'ai été heureux de voir la fin du pensum.

On indique à la fin de la liste, qu'il a été contrôlé en magasins 2.000 kg., en chiffres ronds, de Bolets secs et 74 kg. de Gyromitres également desséchés. Quelle serait leur valeur en France? Je viens de recevoir le prix courant d'une maison du XIX^e^ arrondissement spécialisée dans la vente des champignons en conserve. Les cèpes secs valent : 85 fr. le sachet sous cellophane de 25 grammes; le kg. : 2.900 fr. Ces 2.000 kg. de Bolets secs représentent donc une somme voisine de six millions de nos francs. Les Gyromitres secs (que l'on dit provenir d'importation) : 225 fr. les 25 gr. et 8.600 fr. le kg. soit pour les 74 kg. contrôlés, plus de six cent mille francs.

Ne manquez point de faire sécher l'excédent de vos récoltes de cèpes. C'est une petite fortune que renfermera la réserve de votre office. Et ce sera surtout un précieux appoint sous la main, pour la succulence de vos préparations culinaires.

(à suivre) Camille Fauvel.

TABLES DU TOME XIX

■

Table des travaux et des auteurs

Ernest GÄUMANN. — *Uromyces sedi* n. sp. 250
† Abbé L.-J. GRELET. — Les Discomycètes de France d'après la classification de Boudier (25e fascicule) (avec. fig.) 138
Roger HEIM. — A propos de trois Chanterelles américaines. (Pl. I; fig.) 47
Mme Panca HEIM. — Recherches caryologiques sur les Basidiomycètes (Pl. II à IV) 201
Robert KÜHNER et Henri ROMAGNESI. — Compléments à la « Flore Analytique ». I. Espèces nouvelles ou critiques de Rhodophylles (av. fig.) 3
Morten LANGE. — *Lyophyllum atratum, L. gibberosum* et espèces apparentées 133
Philippe-Jacques LUTERAAN. — *Hansenula ellipsoidospora* nov. sp. (avec fig.) 85
M. et Mme Fernand MOREAU. — Sur le développement des périthèces du *Chaetomium elatum* Kunze (av. fig.) 165
René MORQUER, E. PUGET et A. BAZEX. — Une nouvelle Levure pathogène *Candida pseudotumoralis*. Etude systématique et physiologique (av. fig.) 63
Emile MÜLLER. — Trois Ascomycètes nouveaux sur *Potentilla valderia* L. (av. fig.) 57
Carlos RAMIREZ. — Note sur deux nouvelles espèces de Levures isolées de divers milieu (av. fig.) 98
C. VAGO et Mme J. NICOT. — Contribution à l'Ecopathologie comparée des mycoses à propos d'une nouvelle affection du Lépidoptère *Bombyx Mori* L. 255
Analyses bibliographiques : Recherches sur le développement des carpophores dans les Agaricales, de A.F.M. Reijnders, anal. par M. Locquin. — *Uredineana*. Recueil d'études systématiques et biologiques sur les Urédinées du globe, réunies par A. L. Guyot, anal. par Mme J. Nicot 198
Informations 132

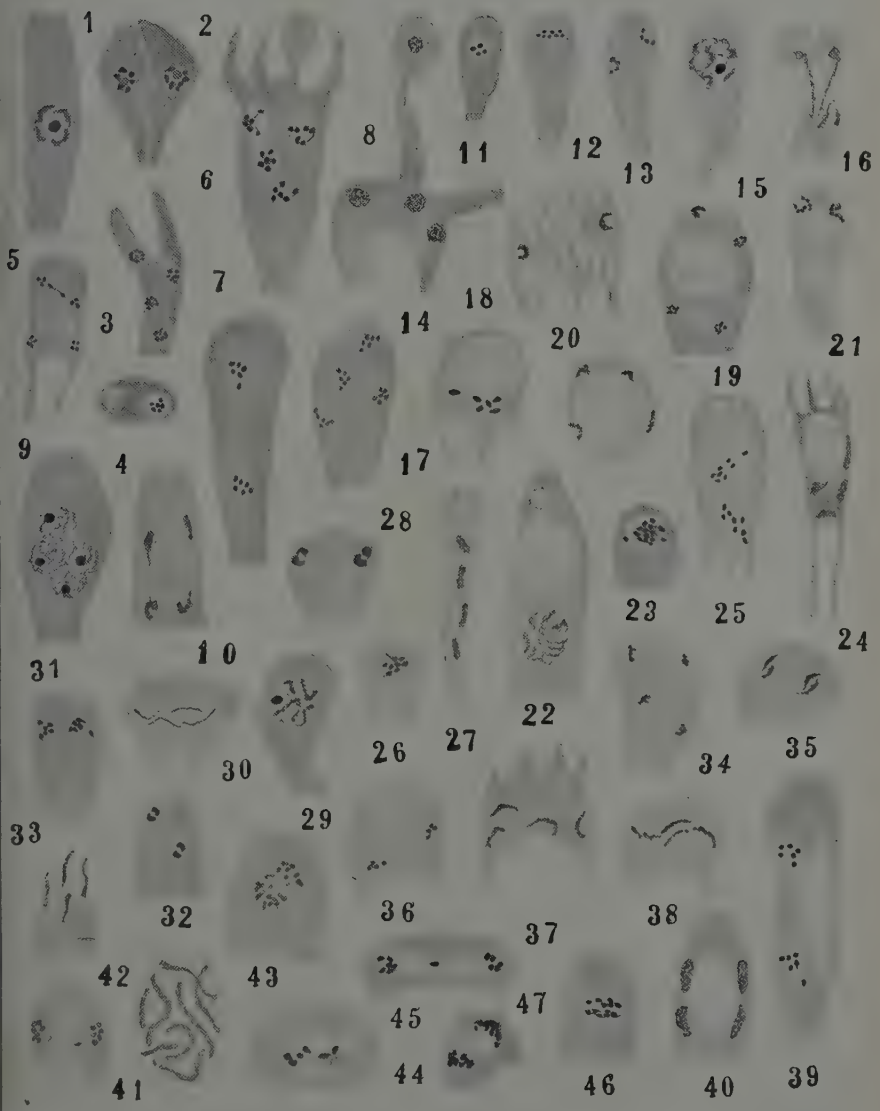
SUPPLEMENT

■

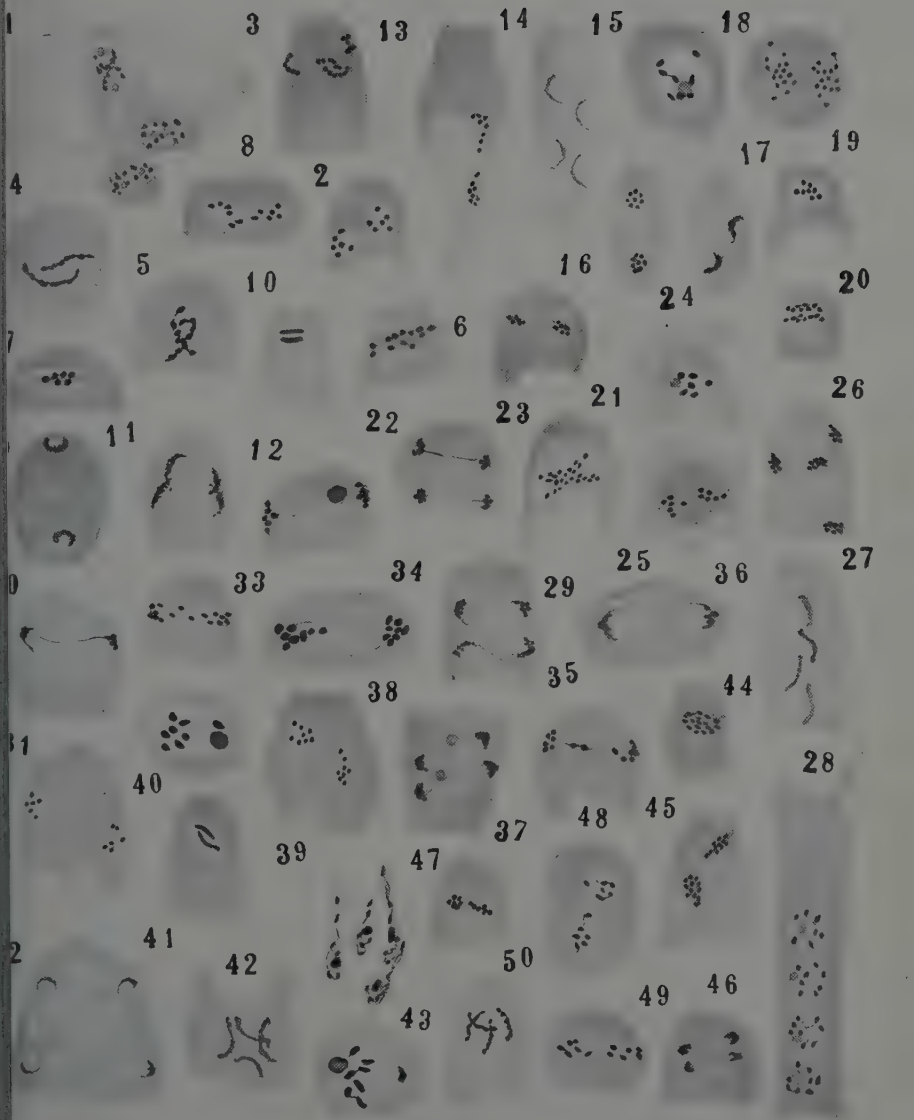
Georges BECKER. — Chronique de l'Amateur : A propos d'une flore. — Un doute désagréable. — Lectures saisonnières 103, 172, 262
Camille FAUVEL. — Chronique anecdotique : Variations sans fin sur un thème connu (*à suivre*) 192, 276
Roger HEIM. — Notules mycologiques sur la flore française. 5 à 7; 8 ..... 107, 175
— In Memoriam : A. A. PEARSON et E.-J. GILBERT 130
Dr R. HENRY. — Réactions chimiques colorées en Mycologie. Action de l'Iode (*à suivre*) 178
Dr Paul RAMAIN. — Mycogastronomie sur le terrain à l'usage des mycologues (*à suivre*) 119, 187, 265

Le rédacteur en chef et le gérant de la Revue : Roger HEIM, Ch. MONNOYER

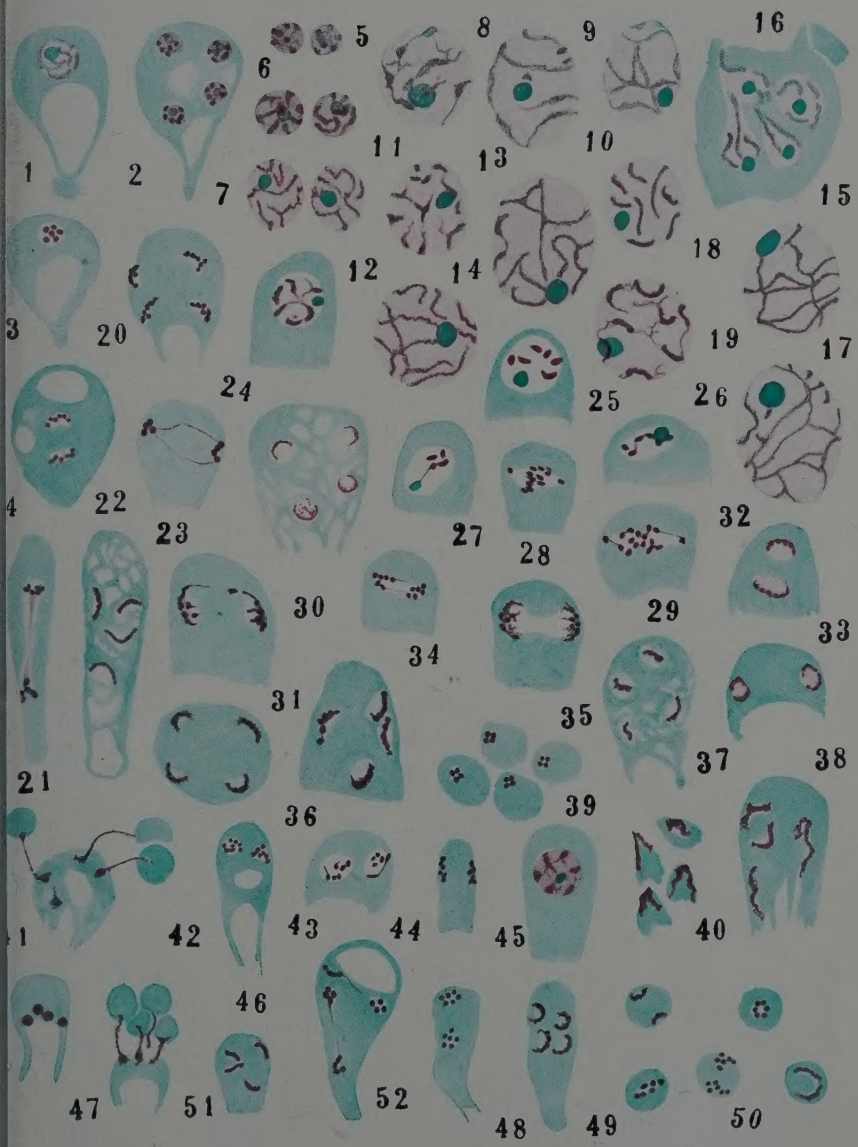
IMPRIMERIE MONNOYER — LE MANS



Le noyau chez les Basidiomycètes



Le noyau chez les Basidiomycètes



L. Le Charles, phot.-imp.

Le noyau chez les Basidiomycètes

Renseignements généraux

La *Revue de Mycologie* publie chaque année :

a) 3 fascicules consacrés aux travaux originaux sur les *Champignons* et les *maladies cryptogamiques* des plantes, plus particulièrement de l'Europe;

b) un ou 2 *numéros spéciaux* consacrés à des travaux et des mises au point sur les maladies des plantes *tropicales*, et, d'une façon plus générale, sur les Champignons des *territoires français d'Outre-Mer;*

c) 3 *Suppléments* comportant des révisions monographiques, des clefs dichotomiques, des articles didactiques, des renseignements pratiques sur les Champignons et les empoisonnements, des chroniques, c'est-à-dire toute documentation plus spécialement destinée aux amateurs.

La correspondance concernant la rédaction ainsi que les manuscrits doivent être envoyés à M. Roger Heim, Laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle, 12, rue de Buffon, Paris, 5e.

La correspondance concernant les abonnements ainsi que les versements doivent être adressés à M. Jacques Duché, Laboratoire de Cryptogamie du Muséum, 12, rue de Buffon, Paris, 5e, compte de ch. postaux 1247-65 PARIS.

Les manuscrits doivent être dactylographiés et définitifs; les frais supplémentaires concernant les remaniements ou additions éventuels sont à la charge des auteurs.

En principe, il n'est envoyé aux auteurs qu'une première épreuve qu'ils devront réexpédier, corrigée, au plus vite à la direction.

Les figures et planches seront envoyées en même temps que les manuscrits, les dessins exécutés à l'encre de Chine, les photographies tirées en noir sur papier bromure. Les réductions doivent être calculées par les auteurs en tenant compte de la justification de la revue.

Les tableaux dans le texte doivent être conçus clairement et de manière que leur composition se réalise sans difficultés.

Les manuscrits d'une certaine longueur ou qu'accompagneraient un certain nombre de planches hors texte feront l'objet d'une entente entre l'auteur et la direction de la Revue, dans laquelle il sera naturellement tenu compte de l'intérêt des documents et des disponibilités financières des deux parties.

La teneur scientifique des articles publiés dans la Revue n'engage que la responsabilité de leurs auteurs. Toutefois, la direction se réserve le droit de refuser certains manuscrits ou d'exiger de leurs auteurs des modifications dans la forme.

Les auteurs ont droit gratuitement à 25 tirés à part sans couverture spéciale et sans remaniements.

Tarif des Tirages à part

Nombre de pages intérieures	50	75	100	150	200
2 pages	150	157	165	175	190
4 pages	160	172	185	215	240
8 pages	275	300	325	375	425
12 pages	435	472	510	590	665
16 pages	535	577	620	705	790
Couverture sans impression	30	45	60	90	120
— avec titre passe-partout	50	75	95	145	195
— avec impression	295	312	330	365	400

ABONNEMENTS

Le prix d'abonnement à la *Revue de Mycologie* pour le Tome XIX (1954) a été fixé à :

Frs 1.400 pour la France, les territoires de l'Union française et les pays sous mandat français.

Pour les pays étrangers : Frs 2.000.

Les Suppléments coloniaux sont inclus dans l'abonnement.

PRIX DES TOMES I (1936) à XIX (1954)

CHAQUE TOME :

France et Union Française	Frs 1.800
Etranger	Frs 2.200

MÉMOIRES HORS-SERIE

N° 1 (1938). **Les Truffes**, par G. Malençon. Historique. Morphogénie. Organographie. Classification. Culture. 92 pages, planches et figures. France : 1.000 fr. Etranger : 1.200 fr. (*presqu'épuisé*).

N° 2 (1942). **Les matières colorantes des champignons**, par I. Pastac. 98 pages. France : 500 fr. Etranger : 800 fr.

N° 3 (1943). **Les constituants de la membrane chez les champignons**, par R. Ulrich. 44 pages. France : 200 fr. Etranger : 300 fr.

N° 4 (1950). **Les Champignons et nous**, par G. Becker, 80 pages (Chroniques). France : 200 fr. Etranger : 300 fr.

N° 5 (1950). **La culture du Champignon de couche**, par L. Loireau. France : 600 fr. Etranger : 800 fr.

FLORE MYCOLOGIQUE DE MADAGASCAR ET DÉPENDANCES, publiée sous la direction de M. Roger HEIM.

Tome I. Les Lactario-Russulés, par Roger Heim (1938). 196 pages, 60 fig., 8 pl. hors texte. France : 2.200 fr. Etranger : 2.800 fr.

Tome II. Les Rhodophylles, par H. Romagnesi (1941). 164 pages, 46 fig. France : 1.200 fr. Etranger : 1.500 fr.

Tome III. Les Mycènes, par Georges Métrod (1949). 144 pages, 88 fig. France : 1.200 fr. Etranger : 1.500 fr.

Tome IV. Les Discomycètes, par Marcelle Le Gal (1953). France : 6.500 fr. Etranger : 8.000 fr.

Abonnement spécial 1955 aux deux fascicules coloniaux :

France et Union française.	900 fr.
Etranger	1.200 fr.

Prix de ce fascicule :

France	500 fr.
Etranger	600 fr.